

**Experimentelle und Oekologische
Untersuchungen über das
Schlüpfvermögen der Larven von
Aedes aegypti L.**

INAUGURALDISSERTATION

zur

ERLANGUNG DER PHILOSOPHISCHEN DOKTORWÜRDE

vorgelegt der

PHILOSOPHISCH-NATURWISSENSCHAFTLICHEN
FAKULTÄT DER UNIVERSITÄT BASEL

von

Ralph GANDER

aus Basel.

GENÈVE

IMPRIMERIE ALBERT KUNDIG

1951

**Experimentelle und Oekologische
Untersuchungen über das
Schlüpfvermögen der Larven von
Aedes aegypti L.**

INAUGURALDISSERTATION

zur

ERLANGUNG DER PHILOSOPHISCHEN DOKTORWÜRDE

vorgelegt der

**PHILOSOPHISCH-NATURWISSENSCHAFTLICHEN
FAKULTÄT DER UNIVERSITÄT BASEL**

von

Ralph GANDER

aus Basel.

GENÈVE

IMPRIMERIE ALBERT KUNDIG

1951

*Genehmigt von der Philosophisch-naturwissen-
schaftlichen Fakultät auf Antrag der Herren Profes-
soren R. Geigy und A. Portmann.*

Basel, den 20. Juni 1950.

R. WIZINGER,
Dekan.

Separatdruck aus *Revue Suisse de Zoologie*
T. 58 fasc. 2, février 1951.

CURRICULUM VITAE

Ich, Ralph Hellmut Gander, wurde am 21. Okt. 1922 in meiner Heimatstadt Basel als Sohn des Kaufmanns Willi Gander und seiner Gattin Emmy, geb. Jost geboren. Ich besuchte die Primarschule in Binningen und in Buchs bei Aarau und anschliessend 3 Jahre die Bezirksschule in Aarau und trat nach einem Welschlandjahr (Collège de Moudon) ins M.N.G.-Basel ein, wo ich 1944 die Maturität bestand.

Im gleichen Frühjahr immatrikulierte ich mich an der philosoph. naturwissenschaftl. Fakultät der Universität Basel. Ich besuchte die Vorlesungen und Übungen der folgenden Herren Professoren und Dozenten: Berger, Bürki, Erlenmeyer, Geiger-Huber, Geigy, Handschin, Hediger, Huber, Lüscher, Mislin, Mohler, Nüesch, Portmann, Ruggli, Senn, Tomcsik und Vischer. Die Dissertation entstand unter der Leitung von Herrn Prof. R. Geigy, der es mir auch ermöglichte, im Frühjahr 1949 2 Monate in Sardinien am dortigen Malariafeldzug und anschliessend daran an einer 4 Monate dauernden Expedition des Schweiz. Tropeninstitutes in Tanganjika teilzunehmen.



Experimentelle und Oekologische Untersuchungen über das Schlüpfvermögen der Larven von *Aedes aegypti* L.

von

Ralph GANDER

Basel

Mit 21 Textabbildungen und 34 Tabellen.

INHALTSVERZEICHNIS

I. *Experimenteller Teil.*

Einleitung	216
Vorversuche	218
Zuchtmaterial	219
Embryonalentwicklung	223
Trockenlegung und Trockenheitsresistenz der Eier	227
Längenzuwachs frisch abgelegter Eier	227
Bedingungen für Nichtaustrocknen	231
Austrocknung	232
Wiederausbuchtung geschrumpfter Eier	233
Lebensfähigkeit geschrumpfter Eier	233
Schlüpfen der Larven	234
Hypothese	234
Versuchsanordnung	236
Versuchsubstanzen	236
Einfluss der Konzentration des Auslösers	242
Bedeutung der Wasserstoffionenkonzentration	242
Gemeinsame Wirkung der Auslöser	244
Schlüpfen der Larven ausserhalb des Wassers	247
Ausfälle	247

Schlussfolgerung	248
Wirkungsweise der Reduktion	248
Bewegungen der Larve im Ei	249
Schlüpfakt der Larve	249
Diskussion der Resultate	250
Résumé des ersten Teiles	253

II. *Biologischer und ökologischer Teil.*

Aedes aegypti während der tropischen Trockenzeit.

Gründe und Ziel der Untersuchungen	254
Ort und Zeit der Untersuchungen	255
Vorhandensein der Stechmücken	257
Natürliche Brutplätze	261
Bambus-Gefässe	263
Auslösung der Schlüpfreaktion	269
Reaktion auf künstliche Auslöser	270
Sisal-Plantagen und Gelbfiebermücken	271
Résumé des zweiten Teiles	274

III. <i>Literaturverzeichnis</i>	275
--	-----

I. EXPERIMENTELLER TEIL.

EINLEITUNG.

Zahlreich sind die Arbeiten, die seit der Jahrhundertwende zur Kenntnis der Gelbfiebermücke *Aedes aegypti* (*Stegomyia fasciata*) beitrugen. Seit THEOBALD 1903 [39] ist es bekannt, dass die *Aedes*-Gruppe sich dadurch auszeichnet, dass ihre Eier längere Zeit trocken gelegt werden können, ohne dass ein späteres Schlüpfen der Larven beim Wiederbenetzen der Eier irgendwie verhindert würde. Die Untersuchungen von BACOT 1917-18 [2] förderten eine weitere Eigentümlichkeit zu Tage. Es zeigte sich nämlich, dass aus einer bestimmten Anzahl *Aedes aegypti*-Eier ein sehr wechselnder Prozentsatz von Larven schlüpfte. Als stimulierend erwiesen sich verschiedene Faktoren, wie z. B. Kälteeinwirkung, Wechsel von Trockenlegung und Befeuchtung sowie der Salzgehalt des Wassers. BACOT schloss auch auf eine Beeinflussung des Schlüpfvermögens durch Bakterien und Hefen. Die Interpretation all dieser Er-

scheinungen war aber keineswegs eindeutig, wie auch die Beobachtungen verschiedener Autoren nicht immer übereinstimmten. So beobachteten BACOT 1916 und FIELDING 1919 [2] keinen Unterschied im Schlüpfvermögen der Larven aus untergetauchten und schwimmenden Eiern, während YOUNG [27] konstatierte, dass die zweite Kategorie im Vergleich zur ersten nur sehr selten schlüpft. Noch 1927 charakterisierten P. A. BUXTON und HOPKINS [6] die Situation folgendermassen: „One frequently wants a number of larvae for experimental purposes, all of precisely the same age. In our present state of ignorance one can only secure these accidentally by putting a lot of eggs into suitable water, three-quarters may hatch in one hour, or none may hatch in the first week.“

Im Verlaufe längerer Untersuchungen kam dann E. ROUBAUD 1929 [29] zu dem Schlusse, dass zwei verschiedene Eisorten, nämlich normale *Aedes*-Eier und sogenannte Dauereier existierten, die beide in wechselnden Prozentsätzen von demselben Weibchen abgelegt werden könnten. Aus den normalen Eiern würden ohne weiteres die Larven nach beendeter Embryonalentwicklung schlüpfen, hingegen benötigten die „Dauereier“ nach ROUBAUD ein mehrfaches und längeres Trockenliegen, bevor die Larven imstande seien, normal zu schlüpfen. Die „Dauereier“ sind nach ROUBAUD „des œufs en condition de surcharge toxique, héritée de l'organisme maternel“ [29]. Die Arbeiten ROUBAUD's bilden den Abschluss einer ersten Periode, denn durch die „Dauereier“ finden viele der vorher widerspruchsvollen Phänomene eine vorläufige Erklärung, ohne dass gesagt werden könnte, es seien alle Erscheinungen restlos geklärt. ROUBAUD liess denn auch die Möglichkeit offen, dass äussere Faktoren bei der Schlüpfreaktion doch noch eine Rolle spielen könnten, was sich in späteren Untersuchungen auch bewahrheitete.

GJULLIN, YATES und STAGE [13] fanden dementsprechend 1939, dass aus Eiern von *Aedes vexans* und *Aedes aldrichi* in gewöhnlichem Wasser nur 2% Larven schlüpfen, dass aber durch Zugabe von Pflanzenextrakten, Milch, Hafer oder Rindsleber fast alle Larven zum Schlüpfen veranlasst werden können. Es lag deshalb nahe, an eine Wirkung von Vitaminen, Aminosäuren oder Proteinen zu denken. Die ersten diesbezüglichen Resultate sind 1949 von Geigy und Gander veröffentlicht worden (11).

Vorversuche.

Da mir in den „Ekra-Weizenkeimen“, einem Stärkungsmittel wie es in Reformhäusern zu haben ist, ein unverändertes, pflanzliches Produkt bekannt war, das alle die Substanzen enthält, die möglicherweise wirksam sein könnten, schien es geeignet, zu Vorversuchen herangezogen zu werden, um einen Überblick zu gewinnen. So wurde denn zu einer bestimmten Anzahl von *Aëdes*-Eiern in 100 ccm Leitungswasser von 25 Grad C. 10 mg Ekra-Keime zugegeben, mit dem Erfolg, dass aus nahezu allen Eiern Larven schlüpften, wie das folgende Auszüge aus Protokollen zeigen:

TABELLE 1. — Mit „Ekra-Keimen“ zum Schlüpfen gebrachte Larven.

Versuch Nr.	Anzahl d. Eier	Geschlüpfte Larven	%-satz
1	40	38	95%
2	60	58	97%
3	100	100	100%
9	40	37	93%
11	90	86	96%

Damit hatten sich die Ekra-Keime als recht wirksam erwiesen und die erhaltenen Resultate stärkten die Vermutung, dass Aussenfaktoren chemischer Natur das Schlüpfen der Larven provozieren.

So bildeten in der Folge die erwähnten Arbeiten mit den Vorversuchen zusammen zur Hauptsache die Grundlage für alle weiteren Versuche. Bevor aber ins Einzelne gehende Untersuchungen über die Schlüpfreaktion der Larven begonnen werden konnten, galt es, die sich vorher abspielenden Prozesse, den gesamten Lebenszyklus der Mücke, ihre Embryonalentwicklung, sowie die Austrocknungsresistenz der Eier abzuklären.

Ich möchte nicht verfehlen, auch an dieser Stelle meinem geehrten Lehrer, Herrn Prof. R. GEIGY unter dessen Leitung diese Arbeit entstanden ist, für seine stete Hilfsbereitschaft, seine umsichtige Beratung und insbesondere dafür, dass er es mir ermöglichte an der Afrika-Expedition des Sommers 1949 teilzunehmen, herzlich zu danken. Es war für mich auch ein grosser Vorteil, im neuen Tropeninstitut mit seinen modernen Klima-Anlagen arbeiten zu

können, da diese für exakte Beobachtungen an tropischen Tieren einfach unerlässlich sind.

Ferner bin ich Mrs. E. C. C. VAN SOMEREN vom Medical Research Laboratory, Nairobi, für die Bestimmung der afrikanischen Stechmücken zu grossem Dank verpflichtet, und nicht zuletzt Frl. L. GREINER für die mit viel Fleiss und Ausdauer ausgeführten, mikroskopischen Zeichnungen.

ZUCHTMATERIAL.

Zuchtherkunft: Alle grundlegenden Versuche wurden mit Stechmücken ausgeführt, die verschiedenen Zuchten von *Aëdes aegypti* im Schweizerischen Tropeninstitut, Basel, entstammen. Der erste Stamm geht auf *Aëdes*-Eier zurück, die wir im Herbst des Jahres 1945 aus dem belgischen Kongo erhielten. Die zweite Zucht basiert auf nordamerikanischen Gelbfiebermücken des Sommers 1948 aus New Orleans. Für einen dritten Stamm standen mir, anlässlich der erwähnten Afrika-Expedition, selbstgefangene *Aëdes aegypti* aus Mofu und Ifakara in Tanganjika zur Verfügung. Kontrollversuche wurden auch mit Gelbfiebermücken aus Barquisimeto, Venezuela, ausgeführt, die mir freundlicherweise Frau Dr. A. HERBIG zur Verfügung stellte.

Zuchtraum: Eine Klimaanlage gewährleistet für den Mückenzuchtraum von 3,6 m Länge, 3,3 m Breite und 2,5 m Höhe, eine konstante Temperatur von 25—26 Grad C. und eine relative Luftfeuchtigkeit von 85—90%. Drei Neonlampen erhellen den fensterlosen Raum von 6 Uhr bis 18 Uhr.

Halten der Mücken: Die adulten Tiere befinden sich in Gazeekäfigen verschiedener Grösse. Der kleinste, verwendete Zuchtkäfig in dem noch normale Begattung und Eiablage stattfinden, hat eine Kantenlänge von $8 \times 9 \times 4,5$ cm.

Ernährung der Mücken: Die Weibchen erhalten alle 1—2 Tage Gelegenheit, auf einem teilweise geschorenen Meer-schweinchen, das sich in einem entsprechenden Käfig befindet, Blut zu saugen. Für Männchen und Weibchen zugleich wird etwas Honigwasser (Honig zu Wasser = 1:2) in einem Glasschälchen mit Watte aufgestellt.

Eiablage: Sie erfolgt auf eine mehrfache, gut nass gehaltene Schicht von weissem Fliesspapier in einer Petrischale. Die mit Eiern belegten Fliessblätter werden normalerweise täglich herausgenommen, noch einen Tag lang feucht gehalten und dann datiert, trocken gelegt und im Zuchtraum aufbewahrt, bis sie benötigt werden. Die erste Eiablage frischgeschlüpfter Weibchen erfolgt am 4. bis 5. Tag und zwar entweder nach einer einzigen

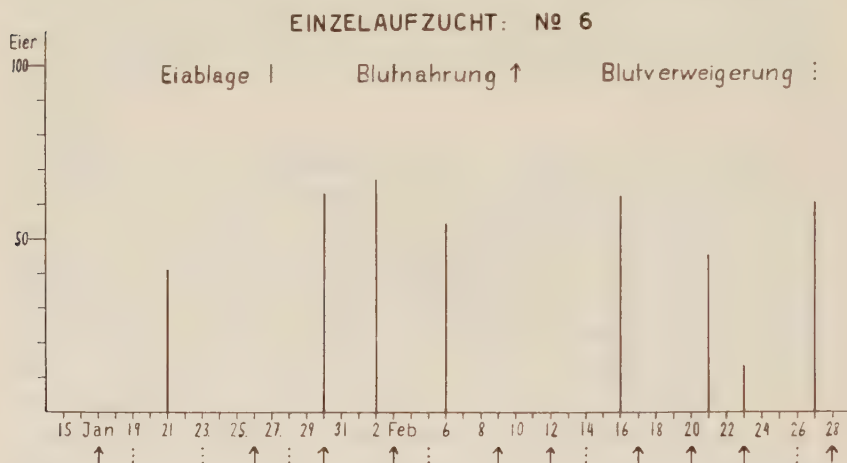


Abb. 1.

Daten einer paarweisen Einzelaufzucht.

oder erst nach 2—3 Blutmahlzeiten; eine Beobachtung, die in der Literatur umstritten ist, da verschiedentlich nur die erste oder die zweite Möglichkeit festgestellt und als einzige angenommen wurde. Die Anzahl der auf einmal abgelegten Eier weist beträchtliche Schwankungen auf und kann von einigen wenigen Eiern bis über 80 betragen, wie die vorstehende schematische Darstellung einer paarweisen Einzelaufzucht zeigt (Abb. 1).

Halten der Larven: Diese werden in Becken von 2—3 l Inhalt gehalten. Verwendet wird Leitungswasser von Zucht-raumtemperatur. Zur Ernährung wird täglich etwas fein gesiebte Kleie dem Wasser beigelegt. Als Optimum hat sich die von R. C. SHANNON und P. PUTNAM [37] veröffentlichte Faustregel bewährt, wonach pro Liter Wasser nicht mehr als ca. 100 Larven aufgezogen werden sollen. Die Larvenperiode dauert 1—2 Wochen

LARVENPERIODE UND VERPUPPUNG.



ABB. 2.

Verpuppungen gleichaltriger Larven: Geschlüpft am 10.2 von 9-11 Uhr.

bei einer Wassertemperatur von 25 Grad Celsius und reichlicher Ernährung, wobei diese eine Hauptrolle spielt neben der Temperatur. Bringt man eine grössere Anzahl von Larven innert 2 Stunden

zum Schlüpfen und zieht diese alle miteinander unter genau den gleichen Bedingungen auf, so ergibt sich doch eine ziemlich breite Zeitspanne von etwa 8 Tagen innert denen die Verpuppungen erfolgen, wie aus der vorliegenden schematischen Darstellung ersichtlich ist (Abb. 2).

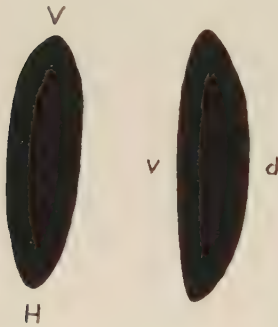


Abb. 3.

- a) V = Vorderpol,
H = Hinterpol.
b) d = dorsal,
v = ventral.

Zyklus: Als Mittelwerte ergeben sich im Zuchttraum für die Embryonalentwicklung $3\frac{1}{2}$ —4 Tage, bei 30°C kann dieselbe auf $2\frac{1}{2}$ Tage abgekürzt werden, für die 4 Larvenstadien zusammen 1—2 Wochen und für das Puppenstadium $2\frac{1}{2}$ Tage. Die Lebensdauer der adulten Tiere beträgt für die Weibchen im Durchschnitt $1\frac{1}{2}$ bis 2 Monate, für die Männchen liegt das Mittel etwas tiefer. Zieht man nun in Betracht, dass Trockenheit die Lebensdauer der Mücken noch weiter

herabsetzt, was allgemein bekannt ist, dann wird ersichtlich, dass *Aedes aegypti* im Adultzustand gar nicht befähigt ist, eine mehrmonatige, tropische Trockenzeit zu überleben, wovon noch im II. Teil die Rede sein wird. Dadurch tritt in vermehrtem Masse die Wichtigkeit einer Trockenheitsresistenz der Eier zu Tage.

Kopulationen: Unter den genannten Bedingungen können in einem grösseren Käfig mit vielen Mücken sozusagen ständig Kopulationen beobachtet werden, die schon am ersten Tag nach dem Schlüpfen aus der Puppe einsetzen. Eine Begattung dauert etwa 10 Sekunden, wobei die Weibchen oft in der Luft angefliegen und zum Landen gezwungen werden. Sehr oft versuchen die Männchen auch blutsaugende Weibchen zu begatten, was ihnen in Ausnahmefällen auch gelingt, ohne dass die Blutmahlzeit unterbrochen wird.



Abb. 4.

Die Lage der schlüpfbereiten Larve im Ei.

EMBRYONALENTWICKLUNG.

Technik: Da das Chorion der *Aëdes aegypti* Eier für Fixierungsgemische nicht genügend durchlässig ist, wie das GEIGY [10] auch für *Drosophila* feststellte, wurden die Eier auf einem mit Petrunkevitch getränkten Fließblatt unter dem Binokular am Hinterende angestochen. Auf diese Weise wird der heraustretende Eiinhalt sofort fixiert, was ein Auslaufen der Eier in den ersten Entwicklungsstadien verhindert. Danach wurden die angestochenen Eier mit ca. 50 Grad warmem Petrunkevitch-Gemisch übergossen und während 12 Stunden fixiert. Die Aufweichung des Chorions erfolgte anschliessend durch verbringen der Eier in Diaphanol-Lösung (wässrige Chlordioxydlös und conc. Schwefelsäure 10:1) während etwa 5 Minuten, bis das Chorion hellbraun geworden ist, vor dem Hinaufführen in der Alkoholreihe. Darauf Methylbenzoat 1½ Tage und Einbettung in Paraffin über Benzol. Schnittdicke 6 μ , Azanfärbung.

Orientierung: Bei der Mehrzahl der Eier ist der etwas stumpfere und breitere Vorderpol ohne weiteres zu erkennen. Etwas schwieriger ist es, die nur etwas stärker gewölbte Dorsal-seite von der flacheren Ventralseite zu unterscheiden, ein Merkmal, das nicht immer deutlich ausgeprägt ist und das nach dem Aufweichen des Chorions mittels Diaphanol ganz verschwindet.

Embryonalentwicklung: In keiner Arbeit, die sich mit der Schlüpfreaktion der Larven von *Aëdes aegypti* befasst, finden sich Einzelheiten über die Embryonalentwicklung. Das ist wohl vorwiegend auf die nicht geringen technischen Schwierigkeiten zurückzuführen, die zur Hauptsache in der Kleinheit des Objektes und in dem Vorhandensein eines so stark ausgebildeten, schwarzen Chorions zu suchen sind. Doch allein die Annahme ROUBAUD's, wonach zwei verschiedene Eitypen vorhanden seien, nämlich „Dauereier“ und normale *Aëdes*-Eier, liess es notwendig erscheinen, genauere Angaben über die Embryonalentwicklung zu erhalten. Dazu wurde vorerst einmal eine Übersicht gewonnen dadurch, dass Eier von bekanntem Alter mit Diaphanol durchscheinend gemacht wurden durch Aufhellen während 5—10 Minuten.



Abb. 5.

Ei im Vierkernstadium:

C = Chorion, D = Dotter,

F = Furchungskerne mit Plasmahof,

K = Keimhautblastem.

Im durchscheinenden Licht konnte auf diese Weise in groben Zügen der Verlauf der Entwicklung bereits erkannt werden und es zeigte sich vor allem, dass bei allen Eiern dieselbe zeitlich gleich verläuft und bis zur fertig ausgebildeten, schlüpfbereiten Larve führt. Eine Ausnahme ist nur sehr selten festzustellen bei Eiern die sich überhaupt nicht entwickeln. Durch Serienschnitte von 6 μ Dicke 12 verschiedener Stadien ergab sich folgender Verlauf der Embryonalentwicklung:

Das Keimhautblastem der frisch abgelegten Eier von *Aedes aegypti* ist ziemlich gleichmässig ausgebildet, mit geringen Plasmakappen an den beiden Polen. Verschieden grosse Dotterkugeln erfüllen das Eiinnere. Etwa 1½ Stunden nach der Eiablage sind bereits vier von ansehnlichen Plasmahöfen umgebene Furchungskerne (Abb. 5) vorhanden, die sich regelmässig auf das ganze Ei verteilt haben. Es folgen zahlreiche Kernteilungen und etwa 3 Stunden nach der Ablage beginnt die Einwanderung der Kerne ins Keimhautblastem und zugleich erfolgt das Auswandern der Polzellen, in der für die Dipteren charakteristischen Weise [19] (Abb. 6).

Nach weiteren 3 Stunden ist das Blastoderm gebildet und durch seine ventrale Verdickung die Bildung der Keimanlage vorbereitet, die 12 Stunden nach der Ablage durch die rostrale und caudale Umwachsung der Eipole die Form eines Schiffchens

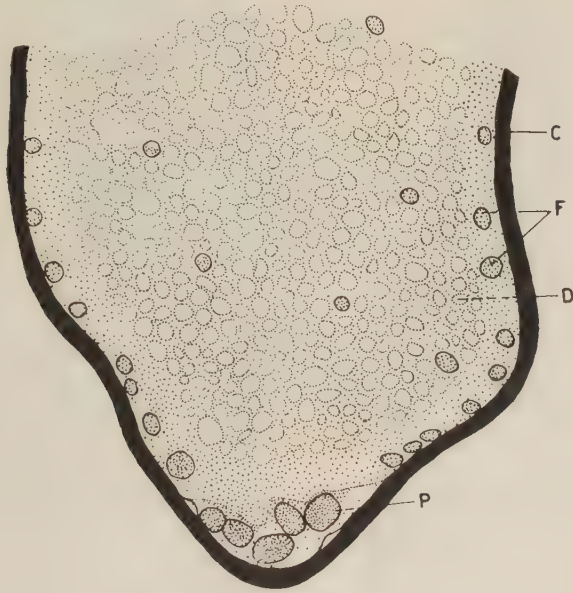


Abb. 6.

Auswanderung der Polzellen:

C = Chorion, D = Dotter, F = Furchungskerne die ins Keimhautblastem einwandern, P = Polzellen.

angenommen hat. Zugleich erfolgte auf der Ventralseite der Länge nach die Einfaltung von Bildungsmaterial. Das Keimstreifende wächst weiterhin dorsalwärts und nimmt die Polzellen durch die Enddarmanlage ins Innere auf. Zur Zeit der stärksten Ausdehnung des Keimstreifens, finden wir sie als Keimzellen in dem eingerollten Schwanzende, welches Stadium im Alter von ca. 24 Stunden erreicht ist (Abb. 7). Die Segmentierung hat im Kopfgebiet begonnen, das Stomodäum ist deutlich ausgebildet und es erfolgt danach die Verkürzung des Keimes auf die Eilänge. Bereits 48 Stunden nach der Ablage ist das Nervensystem in Bildung



Abb. 7.

Stadium der stärksten
Dorsalkrümmung:

CH = Chorion, DO = Dotter,
KS = Keimstreifen,
KZ = Keimzellen, SE = Serosa,
ST = Stomodeum.

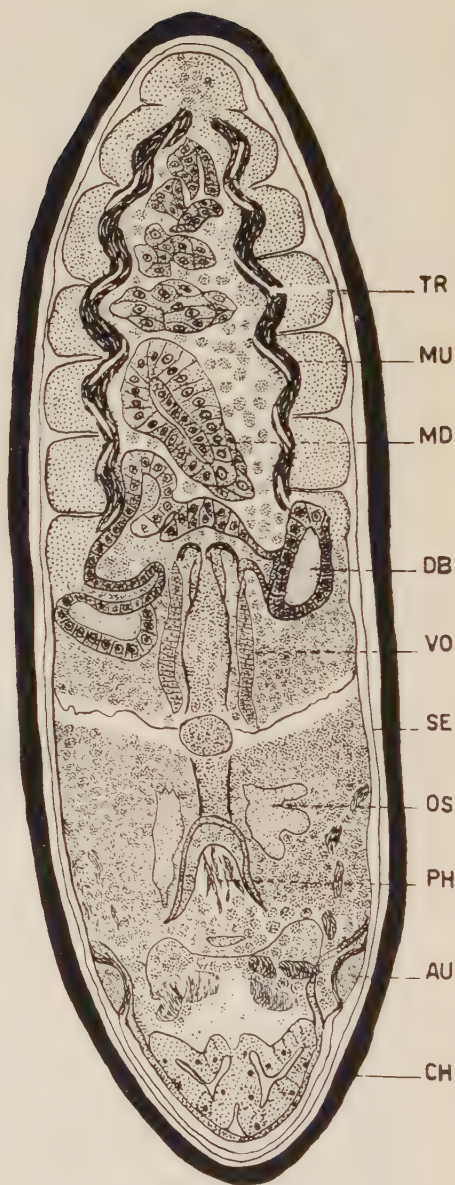


Abb. 8.

Schnitt durch die schlüpf-
bereite Larve:

AU = Auge, CH = Chorion,
DB = Darmblindsack,
MD = Mitteldarm,
MU = Muskulatur,
OS = Oberschlundganglion,
PH = Pharynx, SE = Serosa,
TR = Haupttrachee,
VO = Vorderdarmmuskulatur.

begriffen, gefolgt von dem vorläufigen Rückenschluss und der weiteren Ausdifferenzierung der Organe. Die schlüpfbereite Larve im Alter von 90 Stunden erfüllt vollständig das Eiinnere unter normalen Feuchtigkeitsverhältnissen. Sie erscheint stark ineinandergeschachtelt, sodass die Haupttracheen als Wellenlinien erkennbar sind (Abb. 8 und 13).

Insgesamt ist zu der Embryonalentwicklung zu sagen, dass sie ziemlich mit derjenigen der Trauermücke *Sciara coprophila* über-

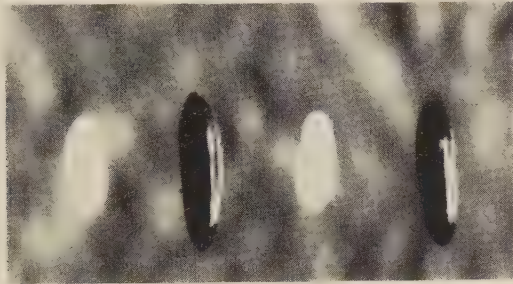


Abb. 9.

Frisch abgelegte und 1-Tag alte Eier im Vergleich.

einstimmt [19]. Dies gilt sogar für den zeitlichen Ablauf, wobei aber zu berücksichtigen ist, dass die Entwicklung von *Aëdes aegypti* durch die Zuchtraumtemperatur von 25—26 Grad C. etwas verlangsamt ist, da das Optimum bei etwa 30 Grad liegt.

TROCKENLEGUNG UND TROCKENHEITSRESISTENZ DER EIER.

Längenzuwachs frisch abgelegter Eier.

Die Eier der Gelbfiebermücke werden vollkommen weiss und weich auf feuchtes Milieu abgelegt, im Versuch auf feuchtes Fliessblatt, in der Natur auf feuchte Baumrinde, oder wenig oberhalb einer kleinen Wasseransammlung in irgend einem Behälter. Kurz nach der Ablage erscheinen die Eihüllen gläsern und nach 20—30 Minuten ist bereits von blossen Auge eine grauviolette Schattierung

erkennbar, die fortschreitet bis nach $1\frac{1}{2}$ bis 2 Stunden die vollkommene Schwärzung erreicht ist. Parallel dazu und noch länger andauernd geht ein auffallender Längenzuwachs der Eier, wie dies aus der folgenden Tabelle ersichtlich ist:

TABELLE 2.

Versuch Nr.	Länge * bei Ablage	Breite * bei Ablage	Länge * 2 Std. später	Breite * 2 Std. später	Länge * endgültige	Breite * endgültige	L. zu- nahme in %	Volle L. in mm
136a	27	9	31	9	35	$9\frac{1}{4}$	30%	0,63
	27	9	32	9	36	$9\frac{1}{2}$	33%	0,65
	27	9	32	9	36	9	33%	0,65
136b	28	$8\frac{1}{2}$	32	9	$35\frac{1}{2}$	9	27%	0,64
	27	$8\frac{1}{2}$	$31\frac{1}{2}$	9	35	9	30%	0,63
	27	9	32	9	35	9	30%	0,63
136d	28	9	31	9	35	9	25%	0,63
	27	9	31	9	34	9	26%	0,61
	28	9	32	9	35	$9\frac{1}{2}$	25%	0,63

* In Messokular-Einheiten

Daraus geht hervor, dass die frisch abgelegten Eier in den ersten Stunden beträchtlich an Länge zunehmen. Und zwar 26—29% als Durchschnitt von 30 Messungen, wenn die Länge der soeben abgelegten Eier zu 100% angenommen wird. Gleichzeitig ist aber auch festzustellen, dass die Breite, bzw. die Dicke der Eier mit ganz geringen Abweichungen fast gleich bleibt, in einigen Fällen eher noch etwas abnimmt. 2 Stunden nach der Ablage beträgt die Zunahme bereits zwei Drittel der Totalverlängerung, sodass sie zur Hauptsache dem Nachdunkeln und dem fest werden des Chorions parallel geht und danach nur noch langsam fortschreitet, bis ca. 15 Stunden nach der Ablage die endgültige Länge erreicht ist, was auch mit der Zeitspanne übereinstimmt, innert derer die Eier für Austrocknung besonders empfindlich sind, wovon noch die Rede sein wird. Die auffällige Streckungsanisotropie erinnert daran, dass es für Chitin entsprechend der Cellulose auch eine Micellartheorie gibt und wenn auch das Chorion etwas anders aufgebaut zu sein scheint, so ist doch für das „Chorionin“ [47] ebenfalls eine Kettenstruktur anzunehmen, wie das für Chitin der Fall ist.

Die Streckungsanisotropie ist nicht durch die Embryonalentwicklung bedingt, da während der Zeit der stärksten Längenzunahme die Eier sich erst im Stadium des Keimhautblastems und des beginnenden Blastoderms befinden und da zudem Eier die sich überhaupt nicht entwickeln, dieselbe Erscheinung aufweisen. Weiteren Aufschluss gewähren folgende Beobachtungen:

Verbringt man frisch abgelegte Eier auf eine trockene Glasunterlage und sorgt gleichzeitig für eine nahezu zu 100% mit Wasserdampf gesättigte Atmosphäre, im Versuch in einem Glasgefäß, so verläuft der Schwärzungs- und Härtungsprozess des Chorions in den meisten Fällen normal. Infolge Wassermangel beträgt die Längenzunahme aber nur etwa zwei Drittel der üblichen. Dass dieselbe trotzdem noch diese Ausmasse erreicht, ist auf das

TABELLE 3. — Messungen an Eiern von *Culex pipiens*.

Versuch Nr.	Länge * bei Ablage	Breite *	Länge * endgültige	Breite *	L. zunahme in %
63	34,5	7	40	8	16%
	35	7	39	8	11%
	34	7	39	8	15%
	33	8	41	8	24%
	34	7	38,5	8	13%

* In Messokular-Einheiten.

bei der Ablage oberflächlich angelagerte Wasser zurückzuführen, was durch die Struktur des Exochorions [5] mit seiner starken Oberflächenvergrößerung bedingt ist. Setzt man nämlich die frisch abgelegten Eier nur solange einem Feuchtigkeitsdefizit aus, bis ihre Oberfläche etwas angetrocknet ist, dann genügt auch die nachherige wasserdampfgesättigte Umgebung nicht mehr, das Ei vor gänzlicher Schrumpfung zu bewahren. In diesem Fall unterbleibt auch die Schwärzung, die also offenbar ebenfalls mit einer Wasseraufnahme verbunden ist.

Zu ähnlichen Ergebnissen gelangt man, wenn frisch abgelegte Eier in Paraffinöl eingetaucht werden. Die Schwärzung und Härtung des Chorions erfolgt normal. Die angelagerte Wassermenge wird aufgenommen und die Eier erreichen $\frac{1}{2}$ bis $\frac{2}{3}$ der sonst üblichen Verlängerung.

Während aber im ersten Fall die Entwicklung der Eier trotz

dem teilweisen Wassermangel normal verläuft und zu schlüpf-fähigen Larven führt, wird dieselbe im Paraffinöl auf einem frühen Stadium infolge Luftmangel abgebrochen.

Vorerst wurde vermutet, dass die Wasseraufnahme der frisch abgelegten *Aedes*-Eier gänzlich im Dienste ihrer Trockenheits-resistenz stehe. Vergleichende Messungen mit *Culex pipiens*-Eiern zeigten aber, dass auch diese eine Längenzunahme infolge Wasser-aufnahme nach ihrer Ablage aufweisen, wie das aus der vorher-gehenden Tabelle ersichtlich ist (Tab. 3).

Diese Beispiele zeigen, dass die *Culex*-Eier eine Verlängerung von 11—24%, im Durchschnitt 16% erfahren. Zugleich erfolgt

TABELLE 4. — Austrocknungs-Versuch.

Versuch Nr. 97.

Datum		
23.11.1947	Ablage der Eier auf nasses Fließblatt.	
24.11	Trockenlegung von je 100 prallen Eiern auf Fließbl. a) Aufbewahrung im Zucht- raum. 26 Grad, 80—90% rel. Luftfeuchtigkeit	b) Aufbewahrung im Thermo- stat. 26 Grad, 35—40% relative Luftfeuchtigkeit.
25.11	5 Eier stark geschrumpft, alle andern prall.	6 Eier stark geschrumpft 65 E. mittel bis leicht 29 E. prall.
28.11	Derselbe Befund	8 Eier ganz geschrumpft 90 E. mittel bis leicht 2 E. prall.
2.12	5 Eier stark geschrumpft 6 E. schwach geschr. alle andern prall.	Alle Eier mehr oder weni- ger, die meisten stark geschrumpft.
4.12	Alle Eier in 200 ccm Wasser von 25 Grad gebracht	Alle Eier in 200 ccm Wasser von 25 Grad gebracht
6.12	Keine Larven	Keine Larven
7.12	Schlüpfreaktion provoziert	Schlüpfreaktion provoz.
8.12	92 Larven	Keine Larven
9.12	Keine weiteren Larven	Keine Larven
Total:	92 Larven	Keine Larven

aber auch eine deutliche Zunahme des Durchmessers, sodass von einer ausgeprägten Anisotropie nicht mehr die Rede sein kann, was mit der viel geringeren Ausbildung des Chorions zusammenhängt.

Insgesamt ergeben die Durchschnittswerte, dass die Längenzunahme der *Aedes aegypti*-Eier um ungefähr 10% höher liegt als diejenige der *Culex pipiens*-Eier und dementsprechend verhalten sich auch die Wasseraufnahmen. Des weiteren liessen die Versuche erkennen, dass bei *Aedes* etwa zwei Drittel der gesamten Wasserspeicherung nach der Ablage der Eier zur normalen Embryonalentwicklung notwendig sind, während das letzte Drittel des aufgenommenen Wassers als Reserve für Trockenperioden dienen kann, welche Schlussfolgerung auch im folgenden Abschnitt ihre Bestätigung finden wird.

Bedingungen für Nichtaustrocknen.

Wie aus dem Gesagten hervorgeht, sind die Eier von *Aedes aegypti* während ca. 15 Stunden nach ihrer Ablage besonders empfindlich gegenüber Austrocknung. Nach dieser Zeit ist das Chorion soweit erhärtet, dass sie trocken gelegt werden können, ohne Schaden zu nehmen, sofern die relative Luftfeuchtigkeit hoch genug gehalten wird. Sinkt dieselbe nämlich für längere Zeit unter 85%, dann trocknen unweigerlich alle Eier restlos aus und gehen zu Grunde, wie der vorstehende Versuch zeigt (Tab. 4).

Dabei zeigt es sich, dass auch hohe, relative Feuchtigkeitswerte der Luft von 80—90% nicht verhindern, dass einige Eier dennoch schrumpfen, stammen dieselben nun aus Einzelaufzuchten oder aus Massenablagen. Dieselbe Erscheinung zeigt sich auch beim längeren Aufbewahren von grösseren Eimengen im Zuchtraum:

TABELLE 5. — *Schrumpfung der Eier im Zuchtraum.*

Ablage Datum	Trockenlegung Datum	Kontrolle Datum	Geschrumpfte Eier in Prozenten
4.7	5.7	29.10	ca. 30%
10.7	11.7	29.10	ca. 30%
18.8	19.8	29.10	25—30%
23.8	24.8	29.10	25—30%
9.9	10.9	29.10	20—25%
22.9	23.9	29.10	20—25%
8.10	9.10	29.10	15—20%
19.10	20.10	29.10	10—15%

Es ergibt sich also, dass im Zuchtraum bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von 80—85% rund ein Viertel der Eier nach einem Monat des Trockenliegens geschrumpft sind.

Die verschiedene Trockenheitsresistenz der Eier die sich auch innerhalb desselben Geleges eines einzelnen Weibchens bemerkbar macht, ist auf die verschiedene Dicke des Chorions zurückzuführen, die an quergeschnittenen Eiern ermittelt wurde.

TABELLE 6. — *Messung der Choriondicke.*

Schnitt. Nr.	Dicke in μ	Schnitt Nr.	Dicke in μ
2a	3,64 μ	4	3,32 μ
2b	3,64 μ	9	3,32 μ

Die hier angeführten Extreme zeigen, dass Dickenunterschiede von rund 10% vorhanden sind. Genauere Angaben verbieten sich infolge der Fehlerquellen die bei Messungen mit Ölimmersion und Messokular und nachheriger Umrechnung in μ entstehen.

Um restlos alle Eier vor Austrocknung zu bewahren, ist es deshalb nötig, sie in fast vollständig mit Feuchtigkeit gesättigter Luft aufzuheben. Dies erreicht man am leichtesten, wenn die mit Eiern belegten Fließblätter senkrecht direkt oberhalb eines Wasserspiegels in einem Becherglas aufbewahrt werden, ohne dass das Fließblatt die Flüssigkeit berührt.

Austrocknung.

Wenn bei gleichbleibender Temperatur die Luftfeuchtigkeit sinkt, dann steigt der Prozentsatz der teilweise bis gänzlich schrumpfenden Eier. In weitaus den meisten Fällen bilden sich dabei zuerst beiderseits der Längsachse eines Eies schwache Einbuchtungen, die, falls die Feuchtigkeit wieder zunimmt, bestehen bleiben können. Geht dagegen die Austrocknung weiter, dann vertiefen sich die Einbuchtungen und es entsteht zuletzt bei völliger Schrumpfung ein „Dreikant“ vom Querschnitt eines T-Eisens oder, wenn sich eine einzige Eindellung bildete, ein „Schiffchen“ mit halbkreisförmigem Querschnitt (Abb. 10).

Wiederausbuchtung geschrumpfter Eier.

Werden mässig geschrumpfte Eier ins Wasser gebracht, so verhalten sie sich verschieden, je nachdem die Schrumpfung bald nach Ablage, innerhalb der schon erwähnten 15 Stunden erfolgte, oder zu irgend einem Zeitpunkt nachher. Im ersten Fall sind, wie wir gesehen haben, die Eier noch befähigt, Wasser aufzunehmen, der Verlust kann, wenn er nicht schon zu Entwicklungsstörungen führte, wiederausgeglichen werden und die Eier buchten sich wieder vollständig aus. Im zweiten Falle können die Eier kein Wasser mehr aufnehmen, die Einbuchtungen bleiben infolgedessen bestehen.

Lebensfähigkeit geschrumpfter Eier.

Aus prallen Eiern schlüpfen in nahezu 100% der Fälle Larven. Bei mehr oder weniger geschrumpften Eiern dagegen ist es ungewiss, wieviele davon noch lebensfähig sind und wieviele geschädigt wurden. Bei Austrocknungsversuchen im Thermostaten bei

TABELLE 7. — *Austrocknung der Eier.*
Versuch Nr. 94.

Datum	
17.11.47	Ablage der Eier auf feuchtes Fliessblatt.
19.11	Trockenlegung von 100 Eiern und Aufbewahrung im Thermostat bei 26 Grad und 35—40% rel. Feucht.
20.11	2 Eier schwach, 1 Ei total geschrumpft.
24.11	Bis auf 3 noch pralle Eier alle mittel bis gänzlich geschrumpft.
26.11	Gleicher Befund.
27.11	Alle Eier in 200 ccm Wasser gebracht von 25 Grad. Schlüpfreaktion provoziert (Siehe später).
28.11	47 Larven, davon 9 tot.
29.11	5 weitere Larven, tot.
30.11	Keine weiteren Larven.
Total:	52 Larven, davon 49 aus geschrumpften Eiern.

26 Grad und 35–40% relativer Luftfeuchtigkeit hat es sich gezeigt, dass aus 97 mittelmässig bis gänzlich geschrumpften Eiern nach



Abb. 10.

Pralles, schwach- und stark eingebuchtetes Ei.

49 Larven schlüpften, wenn die Austrocknung gegen Ende oder nach Ablauf der Embryonalentwicklung vorgenommen wurde.

Aus dem Protokoll ist ersichtlich, dass von den 52 geschlüpften Larven deren 14 bald darauf zu Grunde gingen. Die Austrocknung hatte sie offenbar so geschwächt, dass es ihnen nicht mehr möglich war, die Oberfläche des Wassers zu erreichen, sodass sie erstickten.

TABELLE 8. — *Schlüpfen der Larven aus geschrumpften Eiern.*
Versuch Nr. 96.

Datum		
20.11.47	Je 25 Eier verschiedener Ablagen werden ins Wasser gebracht und künstlich zum Schlüpfen veranlasst	
	a)	b)
	25 schwach eingebuchtete Eier.	25 stark geschrumpfte Eier.
21.11	10 Larven	Keine Larven
23.11	Keine weiteren Larven	Keine Larven
Total:	10 Larven	Keine Larven

Weitere Versuche haben gezeigt, dass von einer Anzahl schwach eingebuchteter Eier meist noch etwa ein Drittel bis die Hälfte lebensfähig sind.

Dass auch sehr stark geschrumpfte Eier zuweilen noch lebensfähig sein können, zeigt der folgende Versuch:

TABELLE 9. — *Stark geschrumpfte Eier.*

Versuch Nr. 92.

Datum	
18.11.47	25 stark bis gänzlich geschrumpfte Eier verschiedener Ablagen werden ins Wasser gebracht und künstlich zum Schlüpfen veranlasst. Innert 25 Minuten schlüpfen 2 Larven.
19.11	Keine weiteren Larven.
24.11	Keine weiteren Larven.
Total:	2 Larven.

Diese Versuche lassen erkennen, dass nicht genau gesagt werden kann, wieviel von einer bestimmten Anzahl geschrumpfter Eier noch lebensfähig sind. Bei Versuchen über die Schlüpfreaktion unter Einwirkung verschiedener Faktoren ist es deshalb unumgänglich notwendig, nur pralle Eier zu verwenden, um nicht zu ganz falschen Resultaten und entsprechenden Interpretationen zu gelangen. Es ist sogar wahrscheinlich, dass gerade dieser Punkt nicht immer genügend berücksichtigt wurde, wie das verschiedene Ergebnisse in der Literatur vermuten lassen.

SCHLÜPFEN DER LARVEN.

Hypothese.

Entsprechend der Ausgangssituation wie sie in der Einleitung dargelegt ist und nachdem schon die Vorversuche mit Ekra-Weizenkeimen recht skeptisch gegen die „Dauer-Eier“-Theorie gestimmt hatten, wurde als Hypothese an eine Wirkung von Fermenten, Vitaminen, Aminosäuren oder Proteinen gedacht, die durch ihr Vorhandensein im Wasser das Schlüpfen der Larven provozieren würden.

Versuchsanordnung.

Im Prinzip wurden alle auf ihre Wirksamkeit zu prüfenden Substanzen in der folgenden Weise erprobt: In zwei Geleeschalen von ca. 150 ccm Inhalt wurden eine gleiche Anzahl von einzeln, unter dem Binokular kontrollierten, vollständig prallen Eiern in je 100 ccm Wasser von Zuchtraumtemperatur mit einem feinen Pinselchen untergetaucht. Wenn nichts anderes vermerkt ist,



Abb. 11.

3 geschrumpfte Eier aus denen die Larven geschlüpft sind. Die Eindellungen sind noch deutlich zu erkennen.

handelt es sich dabei stets um Leitungswasser, das in sprudelndem Strahl in grosse Erlenmeyerkolben eingefüllt und im Zuchtraum zur Erwärmung aufgestellt wurde. Zu der einen Schale wurde dann jeweilen eine bestimmte Menge einer auf ihre Wirksamkeit zu erprobenden Substanz gegeben, die zweite diente als Kontrolle. Die Versuchsgefässe wurden mit Glasplatten zugedeckt.

Versuchssubstanzen.

In derselben Weise wie die Ekra-Keime wurden in der Folge eine Menge von Substanzen auf ihre Wirksamkeit geprüft und wenn die Hoffnung bestanden hatte, auf diese Weise einen ganz bestimmten Faktor herauszubekommen, so wurden die Erwartungen insofern übertroffen, als gleich eine ganze Anzahl von wirksamen Stoffen gefunden wurden, nebst einer Reihe von unwirksamen, worüber die folgende Tabelle orientiert. Anschliessend einige Protokolle als Beispiele.

TABELLE 10.

Wirksame Substanzen	Zeitliche Wirksamkeit	Menge pro 100 ccm H ₂ O	Unwirksame
Ekra-Weizenkeime	nach 2—3 Std.	5 mg	Vitamin B ₁ u. B ₂ Nicotylamid Pantothensäure u. w.
Vitamin C	nach 10—20 Min.	5 mg	
Amylum solub.	nach 10—15 Std.	200 mg	Glykokoll
Reisstärke	nach 10—15 Std.	200 mg	Thyroxin
Glykogen	nach 10—15 Std.	200 mg	Inosit
Glucose	nach 10—15 Std.	200 mg	Adermin
Maltose	nach 10—15 Std.	200 mg	Biotin
Lactose	nach 10—15 Std.	200 mg	Gummi arabic.
Pectin	nach 10—15 Std.	200 mg	Milchsäure
Hefe	nach 10—15 Std.	50 mg	KH ₂ PO ₄
Meersch.-Blut	nach 10—15 Std.	0,5 ccm	Na ₂ H PO ₄
Urin	nach 10—15 Std.	1 ccm	1 (+) Glutaminsäure
Kastanienblätter	nach 10—15 Std.	500 mg	1 (—) Cystin
Catalpa-Holz	nach 10—15 Std.	500 mg	Chlor

TABELLE 11. — *Ekra-Weizenkeime*.

Nr. 3.

Datum		
9.7.47	Ablage der Eier auf feuchtes Fließblatt	
12.7	Trockenlegung der Eier	
16.7 morgens	Je 50 kontrollierte, pralle Eier werden ins Wasser gebracht:	
	a)	b)
	500 ccm Wasser, Zucht- raumtemp	500 ccm Wasser, Zucht- raumtemp.
		u. 100 mg Ekra-Keime
	beide Gefässe zugedeckt	
abends	1 Larve	21 Larven
17.7	—	29 Larven
18.7	—	—
19.7	— u. 100 mg Ekra-Keime	—
20.7	49 Larven	
Total:	50 Larven	50 Larven.

TABELLE 12. — *Reisstärke.*

Nr. 74.

Datum		
9.9.47	Eiablage auf feuchtes Fließbaltt	
11.9	Eier trocken gelegt	
29.10	In 2 Glasschalen je 25 kontrollierte, pralle Eier	
	a) in 100 ccm Wasser, 23 Grad u. 200 mg Reisstärke in 5 ccm Wasser	b) in 100 ccm Wasser, 23 Grad u. 5 ccm Wasser
30.10	—	—
31.10	23 Larven, offenbar gestern schon geschlüpft, aber infolge des Satzes über- sehen	—
1.11	2 Larven	— u. 100 mg Reisstärke in 5 ccm Wasser
3.11		1 Larve
4.11		—
5.11		— u. 100 mg Reisstärke in 5 ccm W
6.11		24 Larven
Total:	25 Larven	25 Larven.

TABELLE 13. — *Glykogen (Leberstärke).*

Nr. 63.

Datum		
3.9.47	Ablage der Eier auf feuchtes Fliesspapier	
5.9	Trockenlegung der Eier	
21.10	In 2 Glasschalen je 25 kontrollierte, pralle Eier	
	a)	b)
nachm.	in 100 ccm Wasser, 20 Grad u. 100 mg Glykogen in 5 ccm Wasser	in 100 ccm Wasser, 20 Grad u. 5 ccm Wasser
22.10	25 Larven	—
23.10		—
nachm.		u. 200 mg Glykogen 23 Larven
24.10		—
25.10		—
27.10		—
Total:	25 Larven	23 Larven.

TABELLE 14. — *Hefe.*

Nr. 13.

Datum		
5.9.47	Ablage der Eier auf feuchtem Fliessblatt	
7.9	Trockenlegung der Eier	
9.9	In 2 Glasschalen je 30 kontrollierte, pralle Eier	
	a)	b)
	in 100 ccm Wasser, 22 Grad	in 100 ccm Wasser, 22 Grad u. 1 Messerspitze Hefe
10.9	8 h —	12 Larven
	9 h —	Hefestückchen zerstoßen
	9½ h —	14 Larven
11.9	—	2 Larven
12.9	—	—
vorm.	u. 1 Messerspitze Hefe	—
nachm.	29 Larven	—
13.9	—	—
16.9	—	—
Total:	29 Larven	28 Larven

TABELLE 15. — *Dürre Catalpa-Blätter*.
Nr. 55.

Datum		
6. 9.47	Ablage der Eier auf feuchtem Fließblatt Trockenlegung wenige Stunden nach Ablage der Eier.	
15.10	Je 25 kontrollierte, pralle Eier werden in Wasser gebracht	
	a)	b)
	in 100 ccm Wasser, 22 Grad u. 500 mg dürre Catalpa- Blätter	in 100 ccm Wasser, 22 Grad
16.10	25 Larven	— u. 10 ccm Lösung aus a)
17.10	—	6 Larven
18.10	—	—
20.10	—	—
21.10	—	— u. 2 dürre Birkenblätter
22.10	—	12 Larven
23.10	—	4 Larven
24.10	—	3 Larven
Total:	25 Larven	25 Larven.

TABELLE 16. — *Catalpa-Holz (Trompetenbaum)*.
Nr. 61.

Datum		
6. 9.47	Ablage der Eier auf feuchtem Fließblatt. Trockenlegung wenige Stunden nach Ablage	
17.10	Je 20 kontrollierte, pralle Eier werden ins Wasser gebracht.	
	a)	b)
	in 100 ccm Wasser, 22 Grad u. 500 mg Catalpa-Holz	in 100 ccm Wasser, 22 Grad
18.10	15 Larven, davon 1 tot	3 Larven
20.10	—	—
21.10 nachm.	4 Larven 1 Larve	— u. 3 ccm gekochtes Ekra- Filtrat
22.10	—	16 Larven
23.10	—	—
24.10	—	—
Total:	20 Larven	19 Larven.

Unter all diesen Substanzen sind dürre und frische Blätter, Holz und Jauche insofern bemerkenswert, als damit die wichtigsten Faktoren gefunden sind, die in der Natur das Schlüpfen der Larven hervorrufen, wovon speziell noch im zweiten Teil die Rede sein wird.

Weitaus am wirksamsten in der ganzen Reihe erwies sich das Vitamin C, die Ascorbinsäure, sowohl was die Mengen, als auch die Zeitdauer anbelangt.

In 100 ccm Wasser bringen nämlich 5 mg Vitamin C aus einer bestimmten Anzahl von *Aëdes*-Eiern innert 45—60 Minuten praktisch alle Larven zum Schlüpfen, wobei die ersten nach 8—10 Minuten erscheinen.

Gleichzeitig ergaben die Kontrollversuche, dass in reinem Leitungswasser von Zimmertemperatur im allgemeinen keine Larven schlüpfen, wie das die folgende Tabelle zeigt. Von den auftretenden Ausnahmen wird später noch die Rede sein.

TABELLE 17. — *Zeitliche Wirksamkeit.*

Versuch Nr. 75b.

Datum	
9. 9.47	Ablage der Eier auf nasses Fliessblatt
11.9	Trockenlegung der Eier.
1.11	50 Eier in 100 ccm Wasser gebracht. Minuten: 00 Zugabe von 5 mg Vitamin C. 09 Die erste Lave schlüpft. 10 Die zweite Larve erscheint. 11 3. Larve 14 4. Larve 17 5. Larve 18 6. und 7 Larve 19 8. 9. und 10. Larve 20 11. Larve 21 12. 13. und 14. Larve nach 60 Minuten sind insgesamt 48 Larven geschlüpft.
2.11	keine weiteren Larven.

TABELLE 18. — *In reinem Leitungswasser nicht geschlüpfte Larven.*

Versuch Nr.	Anzahl Eier	Ablage der Eier Datum	Trockenlegung Datum	Benetzung Datum
13 a	30	5.9.47	7.9.47	9.9.47
17 b	25	9.9	11.9	16.9
18 b	25	9.9	11.9	16.9
19 b	25	9.9	11.9	16.9
22 b	25	1.8	5.8	22.9
24 b	20	1.8	5.8	23.9
25 b	25	6.8	10.8	23.9

desgleichen in 53 weiteren Kontrollversuchen mit je 25 Eiern.

Einfluss der Konzentration des Auslösers.

Für jede Substanz die sich als wirksam erwies, gibt es eine minimale Menge, die das Schlüpfen einiger weniger Larven aus einer grösseren Anzahl hervorruft. Entsprechend der Manigfaltigkeit der Auslöser sind auch diese minimalen Mengen recht verschieden. Z. B. betragen sie für Vitamin C etwa 0,2 mg pro 100 ccm Wasser, für Maltose ca. 10 mg und für Stärke ca. 100 mg. Andererseits liegen die Maxima durchwegs sehr hoch. So ist Vitamin C noch in einer Menge von 200 mg pro 100 ccm unschädlich. Die folgenden Kurven (Abb. 12) zeigen, dass die Schlüpfreaktion der Larven zahlenmässig ungefähr proportional der Konzentration des Auslösers verläuft, was andererseits besagt, dass die Unterschiede in der Reaktionsfähigkeit der Larven recht gross sind, was leicht zu Ausnahmefällen führen kann, wie wir noch sehen werden.

Bedeutung der Wasserstoffionenkonzentration.

Versuche mit Wasser von verschiedenem pH haben ergeben, dass die Änderung dieses Faktors allein die Larven nicht zum Schlüpfen bringt. Das pH spielt demnach nur eine sekundäre Rolle in Bezug auf die Oxydo-Reduktionsvorgänge. In gepuffertem Wasser erfolgt normales Schlüpfen und ungestörtes Wachstum der Larven bis zur Puppe in einem Bereich von pH 6 bis pH 8. Bei höheren oder niedrigeren Werten erfolgt das Schlüpfen noch in gewohnter Weise, die Junglarven gehen aber bald nachher zu Grunde.

KONZENTRATION DER AUSLÖSER.

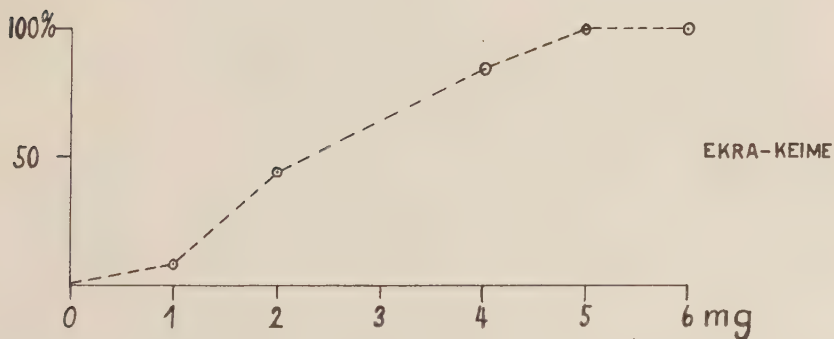
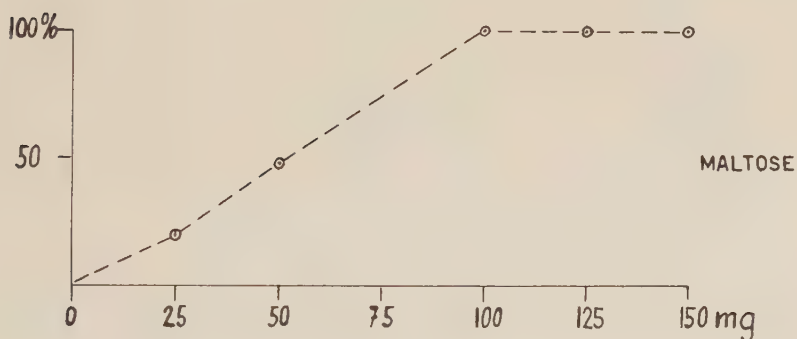
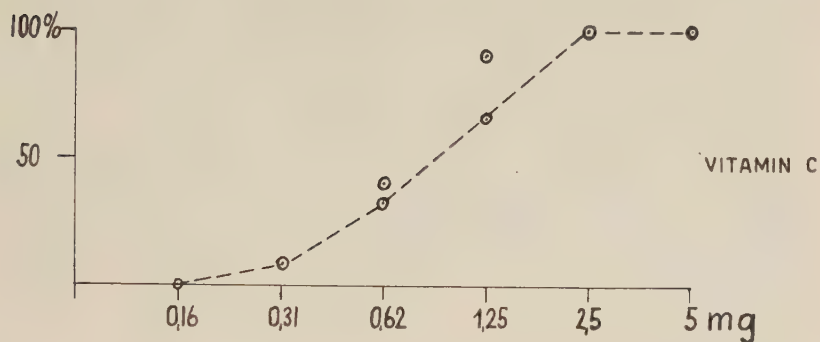


ABB. 12.
Schlüpfprozent
in Abhängigkeit von der Konzentration der auslösenden Substanzen.

Gemeinsame Wirkung der Auslöser.

Die Verschiedenheit der gefundenen, wirksamen Substanzen liess es vorerst schwierig erscheinen, eine einheitliche Wirkungsweise zu erkennen. Ausser Vitamin C hatten sich alle anderen wasserlöslichen Vitamine, die uns in freundlicher Weise von der Firma Hoffmann-La Roche u. Co., A.G., Basel, zur Verfügung gestellt wurden, als unwirksam erwiesen.

Das einzig wirksame Vitamin C aber ist gekennzeichnet durch sein starkes Reduktionsvermögen. Versuche mit anderen organischen und anorganischen Reduktionsmitteln brachten denn auch die Erkenntnis, dass diese in derselben Art und Weise wirksam sind, sowohl was die Zeit als auch die Menge anbelangt:

TABELLE 19.

Substanz	Mittlere zeitliche Wirksamkeit nach	Menge pro 100 ccm H ₂ O
Vitamin C	10—20 Minuten	5 mg
Pyrogallol	10—20 Minuten	5 mg
Hydrochinon	10—20 Minuten	5 mg
Schwefl. Säure	10—20 Minuten	1 Tropfen
Stahlwolle	10—20 Minuten	100 mg

Alle diese Reduktionsmittel provozieren also innert 10—20 Minuten im Mittel das Schlüpfen der *Aedes aegypti* Larven und zwar nicht nur bei einer unbestimmten und wechselnden Anzahl von Eiern, sondern bei durchschnittlich 98% wie folgende Beispiele zeigen:

TABELLE 20.

Versuch Nr.	Anzahl der Eier	Beigegeb. Substanz	Geschl. Larven
76	100	Vitamin C	98%
191	100	Ekra-Weizenkeime	99%
208	100	Pyrogallol	98%
249	100	Schwefl. Säure	98%
219	100	Hydrochinon	99%
239	100	Stahlwolle	98%

Damit war erwiesen, dass es Reduktionsvorgänge im Wasser sind, die das Schlüpfen der Larven von *Aedes aegypti* aus dem Ei

hervorrufen. Zugleich war aber auch die Verbindung hergestellt mit den Befunden GJULLIN's 1941 [12] bei *Aedes vexans*, *Aedes lateralis*, *A. dorsalis*, *A. cinereus* und *A. varipalpus*, sowie mit Vorbehalten bei *Aedes aegypti*, wonach eine Herabsetzung des Sauerstoffgehaltes des Wassers die *Aedes*-Larven zum Schlüpfen bringt. Die erwähnten Arten sind mit Ausnahme der Gelbfiebertmücke typische Wiesenmücken, die ihre Eier auf feuchte Erde ablegen, und deren Larven erst durch Regenfälle oder Überschwemmungen Gelegenheit erhalten, zu schlüpfen.

GJULLIN's Resultate sind mir erst einige Zeit nach Kriegsende zugänglich geworden, durch eine Reise Prof. GEIGY's nach den Vereinigten Staaten im Sommer 1948 und sie zeigen eine grosse Übereinstimmung mit den Befunden zu denen ich inzwischen in der geschilderten Weise gekommen war, mit der Erweiterung, dass die Reduktionsvorgänge für die Larven von *Aedes aegypti* nicht

TABELLE 21. — Verdrängung des Sauerstoffs durch Kochen.

Versuch Nr. 209.

Datum	
19.8.48	2 mal 300 ccm Leitungswasser werden je 2 Minuten gekocht und nachher auf 23 Grad C. abgekühlt in Erlenmeyer mit durchbohrtem Stopfen.
3.8.	a) Ablage der Eier auf nasses Fliessblatt.
5.8.	Trockenlegung der Eier.
19.8.	50 kontrollierte Eier werden in wenig Tropfen Wasser in das abgekochte Wasser von 23 Grad gebracht und das Gefäss luftdicht verschlossen. Erste Larven nach 3 Minuten Viele Larven in den folgenden Minuten Nach einer Stunde sind 50 Larven geschlüpft.
19.8.	b) Sauerstoffbestimmung des verwendeten Wasser: Volumen der Flasche 292,6 ccm Temp. 23 Grad C. Verbrauch an Natriumthiosulfat 11,3 ccm $\frac{80}{286,6} 11,3 = 3,16 \text{ mg Sauerstoff pro Liter}$ Normalgehalt bei 23 Grad C. nach Winkler 8,58 mg/l.

nur teilweise wichtig sind, und nicht erst bei einigen Tage alten Eiern eine Rolle spielen, wie das GJULLIN formulierte, sondern in vollem, für die erwähnten *Aëdes*-Arten gültigem, Umfange.

Ergänzende Versuche bestätigten dies, indem es sich herausstellte, dass durch Verdrängung des freien Sauerstoffes im Wasser durch Kochen desselben und anschliessendes Abkühlen unter Luftabschluss, ebenfalls die Larven von *Aëdes aegypti* in fast 100% der Fälle zum Schlüpfen gebracht werden können (Tab. 21).

Entsprechend den Versuchen mit Reduktionsmitteln hat es sich gezeigt, dass nahezu alle der dazu überhaupt befähigten Larven zum Schlüpfen veranlasst werden können, wenn der freie Sauerstoffgehalt des Wassers auf ein bestimmtes Mass reduziert wird. Und zwar auf etwas weniger als die Hälfte des unter natürlichen Verhältnissen im Wasser gelösten bei entsprechender Temperatur. Wird weniger Sauerstoff entfernt, dann schlüpft nur ein gewisser Prozentsatz wie wir diese proportionale Abhängigkeit schon bei den reduzierenden Substanzen gefunden haben. Auf diese Weise wird verständlich, dass schon relativ geringe Veränderungen im Sauerstoffgehalt, sei dieser nun durch Verunreinigungen oder durch Mikroorganismen herabgesetzt, einige wenige Larven zum Schlüpfen bringen, die dann leicht als Ausnahmen aufgefasst werden könnten, was sie insofern nicht sind, als sie in der genau gleichen Weise reagieren wie alle *Aëdes*-Larven nur dass ihre Empfindlichkeit offenbar etwas grösser ist. So erklären sich die Ausnahmen der in reinem Leitungswasser geschlüpften Larven die vor allem im früheren Zuchtraum in der Zoologischen Anstalt noch ziemlich häufig auftraten wie die folgende Tabelle zeigt:

TABELLE 22. — *In reinem Leitungswasser geschlüpfte Larven.*

Versuch Nr.	Anzahl Eier	Ablage der Eier Datum	Trockenle- gung Datum	Benetzung Datum	Larven Anzahl	%
4 a	30	28.8	30.8	2.9	6	20%
4 b	30	28.8	30.8	2.9	4	13%
5 b	30	3.9	5.9	6.9	3	10%
6 b	30	1.9	3.9	5.9	5	17%
7 b	30	3.9	5.9	6.9	5	17%

Schlüpfen der Larven ausserhalb des Wassers.

Die *Aedes aegypti*-Larven können auch noch auf andere Weise zum Sprengen ihrer Eihüllen veranlasst werden. Dadurch nämlich, dass eine Anzahl von prallen Eiern auf einem trockenen Fließblatt in eine luftdicht zu verschliessende Stöpselflasche gebracht werden, in der mit Hilfe eines aufgehängten Säckchens, das Pyrogallol und Pottasche enthält und das befeuchtet wurde, der Luftsauerstoff entzogen wird.

TABELLE 23. — *Pyrogallol-Versuch.*
Versuch Nr. 214.

Datum	
6.8.48	Ablage der Eier auf nasses Fließblatt.
7.8	Trockenlegung.
27.8	25 kontrollierte Eier auf trockenem Fließblatt werden in Stöpselflasche gebracht, in der mit Pyrogallol (Kieselgur : Pyrogallol : Pottasche = 4 : 2 : 1 in angefeuchtetem Fließblattsäckchen) der Luftsauerstoff entfernt wird. Nach Verschluss der Flasche öffnen sich die ersten Eier nach 6 Minuten. Die Kontrolle nach einer Stunde ergibt, dass 24 Eier offen sind, die Larven konnten jedoch auf dem trockenen Fließblatt nicht aus den Eiern herausgelangen.

Ausfälle.

Die geringfügigen Ausfälle die insgesamt bei den verschiedenen Versuchen auftreten, indem nicht restlos alle Larven schlüpften, sind in vielen Fällen auf unentwickelte Eier zurückzuführen, manchmal auch auf Störungen im Laufe der Embryonalentwicklung [16].

TABELLE 24. — *Unentwickelte Eier.*
Versuch Nr. 120.

Aus 62 Eiern einer Einzelablage schlüpften mit Vitamin C insgesamt 57 Larven. Die restlichen Eier wurden untersucht:

- Nr. 1, Larve ausgebildet, keine Bewegungen.
- Nr. 2, Larve nicht ausgebildet, Eiinhalt Dotter.
- Nr. 3, Larve nicht ausgebildet, Eiinhalt Dotter.
- Nr. 4, Larve nicht ausgebildet, Eiinhalt Dotter.
- Nr. 5, Larve nicht ausgebildet, Eiinhalt Dotter.

Schlussfolgerung.

Zusammenfassend kann zu den Schlüpfversuchen folgendes gesagt werden. Es gibt keine zwei verschiedenen Eisorten bei *Aedes aegypti*. Das Schlüpfen der Larven wird durch eine Reduktionswirkung hervorgerufen, die durch reine organische oder anorganische Reduktionsmittel, durch Sauerstoffentzug, durch Verunreinigung des Wassers oder durch das Auftreten von Mikroorganismen in demselben zustande kommen kann. Die Larven desselben Geleges zeigen eine beträchtliche Variationsbreite in Bezug auf ihre Reaktion, sodass schon bei einer geringen Reduktionswirkung einige zum Schlüpfen veranlasst werden. Ist die Reduktionswirkung stark genug, dann schlüpfen aus rund 98% der prallen Eier Larven.

Wirkungsweise der Reduktion.

Das harte, schwarze Chorion der *Aedes*-Eier gestattet nicht direkt festzustellen, wie sich die Larve nach abgeschlossener Embryonalentwicklung verhält, bevor Reduktionsmittel auf sie einwirken. Desgleichen ist es unmöglich, über den Moment der Einwirkung selber etwas auszusagen, da die ersten Beobachtungen erst zu dem Zeitpunkt gemacht werden können, da das Vorderende des Chorions abgehoben wird. Larven verschiedenen Alters, die operativ aus ihren Eihüllen befreit und in eine reduzierende Lösung gebracht wurden (Vit. C, oder Pyrogallol usw.), verhielten sich immer abnorm, indem sie wohl schwache Bewegungen zeigten, niemals aber die starken Kontraktionen, wie sie für die normal geschlüpften Larven charakteristisch sind. Diese Operation wurde immer wieder vorgenommen und es gelang zumeist, völlig unverletzte Larven herauszupräparieren, das Resultat war aber immer dasselbe und führte ausnahmslos zum Tode der Larven, was andererseits eindeutig zeigt, dass die Reduktionsmittel im Normalfall tatsächlich auf die Larve einwirken und nicht auf das Chorion, da im letzteren Falle eine von den Eihüllen befreite Larve normal reagieren müsste. Es ist denkbar, dass das Licht den bis jetzt noch völlig unbekannten Reduktionsvorgang in der von dem schwarzen Chorion befreiten Larve verhindert.

Bewegungen der Larve im Ei.

Dass die Larve nach abgeschlossener Embryonalentwicklung, auch wenn das Ei trocken liegt, schwache Bewegungen ausführt, kann indirekt gezeigt werden. Bringt man nämlich eine Anzahl von *Aedes*-Eiern irgendwann vor Abschluss der Entwicklung durch sanften Druck unter dem Deckglas zum Aufplatzen, dann springt das Ei an irgend einer Stelle, manchmal der Länge nach, oft aber auch quer verlaufend, auf. Wird dieselbe Methode nach Abschluss der Entwicklung durchgeführt, so platzt das Ei fast immer dort auf, wo beim Schlüpfen der Larve das deckelförmige Ende des Chorions abgehoben würde. Bei subtilem Vorgehen gelingt es, in seltenen Fällen das Ei so schwach zu drücken, dass gerade ein feiner Spalt an der betreffenden Stelle erscheint und der Eizahn etwas hervortritt.

TABELLE 25. — *Eiritzung der Larve.*

Versuch Nr.	Alter d. Eier	Anzahl d. Eier	Bei Druck auf das Deckglas	
			Deckelchen abhebend	unregelmässig aufspringend
276	12 Std.	15	—	15
	12 Std.	18	—	18
277	36 Std.	9	—	9
	36 Std.	12	—	12
278	3 Tage	15	—	15
	4 Tage	17	17	—
275	9 Tage	13	12	1
	9 Tage	18	16	2

Daraus geht hervor, dass das Chorion keine präformierte Stelle aufweist, sondern, dass die Larve ohne irgendwelche Einwirkung von aussen nach Abschluss ihrer Embryonalentwicklung Drehbewegungen des Kopfes durchführt, wodurch mit Hilfe des Eizahns das Chorion auf der Innenseite angeritzt wird.

Schlüpfakt der Larve.

Mit Diaphanol aufgehellte, entwickelte Eier lassen erkennen, dass die fertig ausgebildete Larve in der Längsrichtung stark verkürzt ist, indem die Segmente des Thorax und des Abdomens teleskopartig eng ineinandergeschachtelt sind. Der Kopf nimmt

dabei rund ein Drittel der Eilänge ein (Abb. 13 *a*). Plötzlich erscheint ein feiner, halbkreisförmiger Spalt am stumpferen Vorderpol, der sich langsam erweitert, was durch eine allmähliche Streckung der Larve bewirkt wird. Dadurch hebt sich ein glattrandiges Deckelchen des Chorions immer weiter ab, wobei es zumeist auf der Unterseite noch mit dem Ei verbunden bleibt. Der Kopf der Larve, vor allem der Eizahn und die Augen treten dadurch in Erscheinung



Abb. 13.

a—d Phasen des Schlüpfaktes einer Larve von *Aedes aegypti* (Mikrophoto, Vergröss. 66 $\times$). In Abb. *b* erkennt man unmittelbar unter dem abgehobenen Eideckel den am Kopf hervorstehenden Eizahn. (In Abb. *a* und *c* ist das Chorion mit Diaphanol aufgehell.)

(Abb. 13*b*). Die langsame Streckung vollzieht sich, bis der ganze Kopf und ein Teil des Thorax aus dem hinteren Teil des Eies hervortreten (Abb. 13 *c*). Dann erfolgt eine kurze Ruhepause, nach der starke, ruckartige Bewegungen die Larve von den Eihüllen befreien. Unmittelbar darauf kann man rege Darmkontraktionen beobachten. Die Tracheen sind noch etwa 5 Minuten luftleer, der Strudelapparat geschlossen (Abb. 13 *d*). Von kleinen Ruhepausen

abgesehen, bewegt sich von nun an die Larve recht lebhaft, gelangt zwischenhinein an die Wasseroberfläche womit immer noch eine weitere Streckung des Larvenkörpers einhergeht. Danach beginnt der Strudelapparat seine Tätigkeit und damit das normale Larvenleben.

DISKUSSION DER RESULTATE.

Wenn das ursprüngliche Ziel dieser Arbeit darin bestanden hatte, das Schlüpfen der Larven von *Aëdes aegypti* aus dem Ei abzuklären, dann zeigte schon die Durchsicht der Literatur die Notwendigkeit, sich nicht nur mit dem Schlüpfakt selber zu befassen, sondern denselben im Rahmen der gesamten Entwicklung der Gelbfiebermücke darzustellen, um eine möglichst breite Grundlage zu erhalten.

Allein die Aufzucht der Versuchstiere vermittelte in jeder einzelnen Phase den Eindruck einer ausgeprägten Variationsbreite, sodass es nicht mehr erstaunen konnte, auch bei der Schlüpfreaktion Abweichungen von der Norm in Bezug auf die Empfindlichkeit den Reduktionsmitteln gegenüber festzustellen.

Wenn die Versuche einerseits eindeutig ergaben, dass das Schlüpfen der Larven auf einer Reduktionswirkung auf den jungen Organismus beruht, so kann andererseits bis zum jetzigen Zeitpunkt noch nichts darüber gesagt werden, wo diese spezifische Wirkung im Larvenkörper angreift. Wie gezeigt werden konnte, führt die Larve nach abgeschlossener Embryonalentwicklung Drehbewegungen des Kopfes aus, die zu einer Anritzung des Chorions auf der Innenseite mit Hilfe des Eizahns führen, sodass fortan eine praeformierte Bruchstelle besteht. Bewegungen also, die je nach den Umständen wochen- ja monatelang vor dem Einwirken eines Reduktionsfaktors stattfinden, die aber offenbar nicht genügen, das Chorion zu sprengen. Das erste was nach der Einwirkung von Reduktionsmitteln beobachtet werden kann, ist eine ganz allmähliche Streckung des Larvenkörpers, der langsamen Entspannung einer Feder vergleichbar, wodurch nach und nach ein deckelförmiges Vorderende des Chorions abgehoben wird. Zu dieser Anschauung verleitet auch die Betrachtung der Bilder (Abb. 13) die den Schlüpfakt zeigen. Wie diese Streckung, resp. Entspannung zu Stande kommt, wissen wir nicht. Der Umstand, dass auch aus

teilweise geschrumpft gebliebenen Eiern Larven schlüpfen können, beweist aber, dass nicht einfach eine Zunahme des gesamten Innendruckes für die Sprengung des Chorions verantwortlich gemacht werden kann. Und es wird auch nicht, wie das bei vielen Insekten bekannt ist [38] durch die intakten Eihüllen hindurch Luft aufgenommen zur Füllung des Tracheensystems, was zu einer Volumenvergrößerung führen müsste, sondern dieser Vorgang beginnt bei den Larven von *Aedes aegypti* erst einige Zeit nach dem Schlüpfen. Andererseits ist ersichtlich, dass vorhandene Einbuchtungen der Eischale bestehen bleiben, wenn eine nur durch Muskelarbeit hervorgerufene Streckung der Larven angenommen wird. Bei den operativ vom Chorion befreiten Larven, bei denen möglicherweise infolge des Lichteinflusses das Reduktionsmittel nicht zur Geltung kommen kann, und die deshalb zu Grunde gehen, unterbleibt dementsprechend auch die Streckung fast vollständig. Wie erwähnt wurde, führen diese Larven ebenfalls längere Zeit schwache Krümmungen aus, die aber, verglichen mit den starken Bewegungen einer normal geschlüpften Larve bedeutend gehemmt erscheinen. Damit haben wir uns den Anschauungen ROUBAUD's [29] insofern wieder etwas genähert, als auch er von einer „surcharge toxique“ spricht. Allerdings tritt nach ROUBAUD eine solche nur bei einem Teil der Larven in Erscheinung, nämlich bei den aus „Dauereiern“ stammenden, wogegen wir festgestellt haben, dass eine solche Unterscheidung nicht gerechtfertigt ist, da nicht zwei verschiedene Eitypen vorhanden sind. Denkbar wäre eine Hemmung der Muskulatur durch Milchsäure, weil in den Muskeln der Insekten, soviel man heute weiss [47], ähnliche chemische Umsetzungen erfolgen, wie in denjenigen der Wirbeltiere. Aber ein direkter Hinweis für diese Möglichkeit besteht nicht, so wenig wie für den nächstfolgenden Punkt, wie man sich nämlich die Entfernung dieses Hemmungsfaktors über einen Oxydoreduktionsvorgang zu denken hätte. Ein hormonaler Einfluss erscheint unwahrscheinlich, weil es sich gezeigt hat, dass mit Presssaft vieler, soeben geschlüpfter Larven das Schlüpfen nicht provoziert werden kann. Versuche mit Vitalfärbungen sowie histologische Vergleiche von Larven kurz vor und nach dem Schlüpfakt ergaben keine weiteren Hinweise. Da die Haemolymph der Insekten ausser Zucker noch ansehnliche Mengen reduzierender Substanzen enthält, die ihrer chemischen Natur nach noch gänzlich

unbekannt sind [47], so ist es nicht ausgeschlossen, dass Untersuchungen in dieser Richtung Aufschlüsse gewähren würden.

Nach all diesen Erwägungen erscheint wohl eine Wirkung der Reduktionsmittel auf das Zentralnervensystem oder die Muskulatur am wahrscheinlichsten, wodurch die Streckung der schlüpfenden Larven und ihre nachfolgenden, starken Bewegungen bewirkt würden, die den Übergang von den ruhenden zu den beweglichen Larven bilden.

RÉSUMÉ DES ERSTEN TEILES

1. Die Embryonalentwicklung verläuft bei der Gelbfiebermücke ähnlich wie bei der Trauermücke *Sciara coprophila* und führt in allen Fällen ohne Unterbruch zur schlüpfbereiten Larve.

2. Auch in Bezug auf die postembryonale Phase gibt es keine zwei voneinander verschiedene Eitypen.

3. Nach abgeschlossener Embryonalentwicklung ritzt die Larve mit Hilfe ihres Eizahnes das Chorion auf der Innenseite an, auch ohne dass die zum Schlüpfen notwendigen Bedingungen erfüllt sind.

4. Das Schlüpfen der Larven wird durch eine Reduktionswirkung eingeleitet, die durch organische und anorganische Reduktionsmittel, Mikroorganismen, Verunreinigungen oder durch ein Sauerstoffdefizit des Wassers bedingt sein kann.

5. Ist die Reduktionswirkung gross genug, dann schlüpfen innert etwa einer Stunde alle dazu befähigten Larven, ist die Wirkung kleiner, so schlüpft nur ein Teil derselben, wobei sich diese Unterschiede in der Empfindlichkeit auch innerhalb ein und desselben Geleges zeigen.

6. Bei der Ablage auf feuchtes Substrat nehmen die *Aëdes*-Eier noch Wasser auf, wovon ein Teil für Trockenperioden reserviert bleibt, während der grössere Anteil für die Embryonalentwicklung unerlässlich ist.

7. Auch teilweise geschrumpfte Eier können noch lebens- und schlüpffähige Larven enthalten.

8. Nur eine relative Luftfeuchtigkeit von über 80% bewahrt die Eier auf die Dauer vor Austrocknung. In diesem Falle bleiben die Larven unter der Eischale bis zu 9 Monaten schlüpfähig.

II. BIOLOGISCHER UND ÖKOLOGISCHER TEIL :

Aedes aegypti während der tropischen Trockenzeit.

GRÜNDE UND ZIEL DER UNTERSUCHUNGEN.

Aus dem vorliegenden experimentellen Teil entstand das Bedürfnis, einmal nachzuprüfen, wie es in der Natur um die Bedingungen bestellt ist, die im Labor künstlich geschaffen wurden. Um so mehr erschien eine Freilanduntersuchung angebracht, als die beiden bestehenden *Aedes aegypti*-Zuchten des Tropeninstitutes schon relativ alt sind, wenn auch bisher keinerlei Degenerationserscheinungen oder Veränderungen irgend welcher Art bemerkt werden konnten. Die erste Zucht wurde im Herbst des Jahres 1945 begonnen mit *Aedes*-Eiern aus dem belgischen Kongo. Sie lieferte zur Hauptsache das Untersuchungsmaterial, und dadurch wurden in zunehmendem Masse, im letzten Jahre fast ausschliesslich, die Larven künstlich zum Schlüpfen gebracht, wie beschrieben. Die zweite Zucht besteht seit Juni 1948, entstammt aber selber einer schon lange Bestehenden aus New Orleans. (Inst. for Trop. Med.).

Es war deshalb ein besonderer Glücksfall, als sich mir im Sommer 1949 die Gelegenheit bot, mit einer Expedition des schweizerischen Tropeninstitutes, unter der Leitung von Prof. R. GEIGY, in Tansania einige Felduntersuchungen anstellen zu können. Dabei sollten zur Hauptsache die vier folgenden Fragen abgeklärt werden:

- 1) Wie verhält sich *Aedes aegypti* speziell während der Trockenzeit ?
- 2) Wie wirkt sich die Trockenheitsresistenz der Eier in der Natur aus ?

- 3) Welche Faktoren provozieren das Schlüpfen der Larven in der Praxis ?
- 4) Wie reagieren Eier von wildgefangenen *Aedes aegypti* auf die künstlichen Schlüpfaktoren ?

ORT UND ZEIT DER UNTERSUCHUNGEN.

Es wäre erwünscht gewesen, die Untersuchungen in der Übergangszeit von der Regen- zur Trockenperiode zu beginnen, um Vergleiche ziehen zu können. Aus zeitlichen Gründen war dies aber nicht möglich. Um diesem Wendepunkt aber doch noch möglichst nahe zu sein, wurde, innerhalb unseres Bereiches, ein Ort gewählt, wo die Trockenheit nicht extrem in Erscheinung trat. Das war in unserem Falle Mofu. Dieser Ort liegt ca. 60 km westlich von Ifakara, im Ulanga-District, Tanganjika, etwa 250 m vom Ufer des Ruipa-Flusses entfernt. Die Regenzeit 1949 hatte, nach dem allgemeinen Urteil der Ansässigen, in ganz Tanganjika wenig Regen gebracht im Vergleich mit einem Normaljahr. Insgesamt betrugen die Niederschläge vom Januar bis und mit Mai 1949 in Mofu 705 mm. Im Vergleich dazu hatte Ifakara in der gleichen Zeit 969 mm zu verzeichnen. Trotzdem hob sich Mofu noch Ende August als eine grüne Insel aus dem übrigen, stark ausgetrockneten Gebiet heraus, da hier das Wasser von den Iringa-Bergen herab zusammenfließt, sodass auch in der trockensten Zeit ein hoher Grundwasserspiegel vorhanden ist, was den Eingeborenen sehr zustatten kommt, wogegen um diese Zeit auch relativ tiefe Brunnen in Ifakara zu versiegen drohen. Zudem ist Mofu von ausgedehnten Sumpfgebieten umgeben und liegt in einer Schleife des Ruipa-Flusses. Siehe die Regenkarten von Mofu und Ifakara (Abb. 17). Auch dadurch, dass Mofu ein relativ kleiner Ort inmitten des Ulanga-Graslandes ist, wobei das eigentliche Dorf aus einem Missionshaus und etwa 100 Negerhütten mit Lehmmauern und Grasdächern besteht, erwies er sich als geeignet für zeitlich stark beschränkte Untersuchungen. Mit mehreren Unterbrüchen dauerten die Beobachtungen von Mitte Juli bis Anfang Oktober und umfassten so den mittleren Teil der Trockenzeit.

Was die Mitteilungen anbelangt, die über das Vorkommen von



ABB. 14.

Blick auf die Hauptfangstelle vom Weg aus.



ABB. 15.

Künstliche Brutplätze am Hauptfangplatz.

Aedes aegypti in diesem Gebiet erhältlich waren, so können sie zusammengefasst werden wie das HARRIS [14] ausdrückt: „Distributed throughout Tanganjika. There appears to be no reason why its absence from any populated area is other than a seasonal climatic effect.“ Gerade die letzte Bemerkung gab die Veranlassung, dass in der Folge auch von anderen Stechmücken die Rede ist, um die Eigenart der Gelbfiebermücken vergleichend zu erfassen.

VORHANDENSEIN DER STECHMÜCKEN.

Die adulten Stechmücken wurden auf zwei Arten gefangen:

- 1) In den Häusern und Hütten mit Hilfe eines Saugrohres und einer Stablampe zu allen Tageszeiten.
- 2) Im Freien mit Hilfe von Negerbuben, die Oberkörper und Beine entblössten, sodass auf ihnen die anfliegenden Mücken mit dem Saugrohr gefangen werden konnten.

Als besonders günstig erwies sich die Zeit 1 Stunde vor und nach dem Sonnenuntergang, sowie die Nachtstunden, die aber weitgehend wegfielen, da in Mofu die Eingeborenen nachts wegen Raubtiergefahr bei ihren Hütten bleiben. Mückenlarven wurden mit Pipetten oder mit dem Netz gefangen.

Die in den beiden Tabellen zusammengefassten Stichproben charakterisieren die Lage in Bezug auf das Vorhandensein der Stechmücken in der zweiten Hälfte der Trockenzeit. Sie zeigen, was auch die blosse Beobachtung ergibt, dass *Culex* und *Taeniorhynchus* weitaus dominieren, wobei *Culex fatigans* die Hausmücke ist, während die *Taeniorhynchus*-Arten hauptsächlich Freilandmücken sind. Danach folgen *Aedes circumluteolus* im Freien und *Anopheles funestus* vorwiegend in den Negerhütten lebend. Mengenmässig stark zurückbleibend tritt *Aedes simpsoni* auf und zwar im Freien wie in Gebäulichkeiten, wovon noch die Rede sein wird, und erst an letzter Stelle, nur noch in wenigen Exemplaren vorhanden, schliesst sich *Aedes aegypti* an, ebenfalls im Freien und in Gebäulichkeiten. Diese Sachlage gilt nicht nur für Mofu, sondern, wie Erhebungen gezeigt haben, im ungefähr gleichen Verhältnis auch für Ifakara. Nur dass im September infolge weiter fort-

TABELLE 26. — *Mücken in den Häusern und Hütten.*

	Missionsgebäulichkeiten						20 Eingeborenen Hütten		Kirche	
	Wohnhaus		Eingeborenen W. C.		Schlosserei		♀	♂	♀	♂
	♀	♂	♀	♂	♀	♂				
<i>Culex fatigans</i>	86	44	29	30	67	22	148	36	63	29
<i>Culex cinereus</i>	—	—	121	94	—	—	—	—	—	—
<i>Taeniorhynchus africanus</i>	—	—	1	—	—	—	21	—	24	—
<i>Taeniorhynchus fuscopennatus</i>	—	—	—	—	—	—	4	—	—	—
<i>Anopheles funestus</i>	—	—	—	—	—	—	64	12	5	—
<i>Aedes circumluteolus</i>	—	—	—	—	—	—	8	—	—	—
<i>Aedes aegypti</i>	1	1	—	—	—	—	—	—	—	—
<i>Aedes simpsoni</i>	2	1	—	—	—	—	—	—	—	—

TABELLE 27. — *Mücken im Freien: Auf Boys gefangen.*

	Cassia florida Wald	Hauptfangplatz	Bananenwald	Dorfplatz
<i>Culex fatigans</i>	—	6	—	5
<i>Culex cinereus</i>	3	—	—	—
<i>Taeniorhynchus africanus</i>	132	84	78	42
<i>Taeniorhynchus fuscopennatus</i>	21	37	23	12
<i>Taeniorhynchus metallicus</i>	19	9	13	—
<i>Anopheles funestus</i>	—	4	—	5
<i>Aedes circumluteolus</i>	69	45	27	—
<i>Aedes aegypti</i>	3	11	5	—
<i>Aedes simpsoni</i>	4	22	16	—

geschrittener Trockenheit in Ifakara die Stechmücken insgesamt stark dezimiert sind, was sich deutlich darin zeigt, dass es zu diesem Zeitpunkt dort möglich ist, nach Sonnenuntergang fast unbelästigt vor das Haus zu sitzen, während dies in Mofu unmöglich ist, sofern man sich nicht schützt, sei es durch Vermummung oder durch Repellent-Substanzen, oder dadurch, dass man sich auf eine Terasse im 1. Stock eines Hauses flüchtet, wo die Mückenplage deutlich geringer ist.

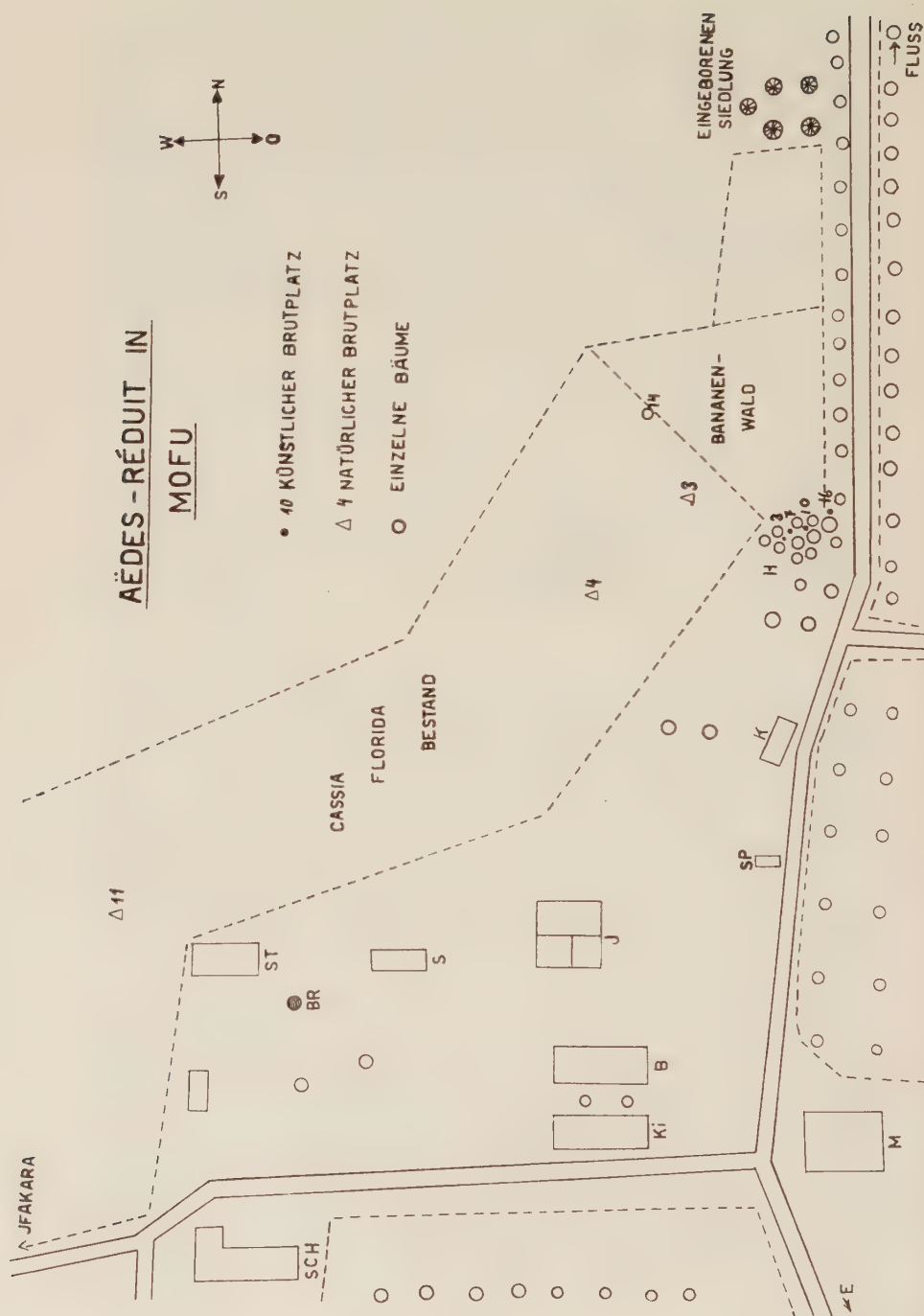
Wie stark die Stechmücken in Mofu fast am Ende der Trockenzeit noch auftreten, wo man in Ifakara schon ohne Moskitonetz schlafen könnte, zeigt folgende Tabelle:

TABELLE 28. — Fang von Stechmücken am 9.10.49 vor dem Missionshaus in Mofu von 19 Uhr bis 20.30 auf 8 Boys.

<i>Culex fatigans</i>	<i>Taen. africanus</i>	<i>Taen. fuscipennis</i>	<i>Anoph. funest.</i>	<i>Aedes aegypti</i>	<i>Aedes simpsoni</i>
13	132	36	12	8	9

Nachdem es sich gezeigt hatte, wie schwach vertreten *Aedes aegypti* insgesamt war, wurde die ganze Schuljugend von Mofu instruiert und durch Prämien zur *Aedes*-Auffindung angeregt, wobei mich der eingeborene Oberlehrer Prius weitgehend unterstützte. Tag für Tag wurde sodann das Gebiet von Mofu mit jeweils 10 bis 15 Boys systematisch durchgangen in der angegebenen Weise. Dabei stellte es sich heraus, dass mit einer einzigen Ausnahme in einem Bananenwäldchen im südlichen Teil Mofus nur noch in dem der Mission benachbarten Gebiet, hauptsächlich am Rande eines *Cassia florida*-Wäldchens, adulte *Aedes aegypti* gefunden werden konnten.

Verglichen mit dem ganzen Gebiet war sofort ersichtlich, dass hier eine besonders üppige Vegetation vorherrschte. Die Hauptfangstelle selber war vorerst kaum zugänglich und bestand zur Hauptsache aus einem Citrus-Baum, dessen Äste bis auf den Boden reichten. Darum herum standen 2 m. hohes Gras, Bananenstauden und Mangobäumchen. Dazu kommt noch, dass sich daran ein grösseres *Cassia florida*-Wäldchen, sowie ein Bananenwald anschlossen, wie das aus dem Plan (Abb. 16) ersichtlich ist.



Hier war gewissermassen das Réduit der letzten *Aëdes aegypti* der Trockenzeit und es war deshalb naheliegend, die Brutplatznachforschungen auf dieses Gebiet und seine Umgebung zu konzentrieren.

Nachdem ein Dutzend *Aëdes aegypti* hier und im angrenzenden Bananenwald zu Zuchtzwecken gefangen waren, begnügte ich mich damit, um nicht den ohnehin geringen Bestand zu gefährden.

Aëdes aegypti erwies sich zu jeder Tageszeit als stechlustig, was auch von *Aëdes simpsoni* gilt, im Gegensatz zu den anderen Stechmücken, deren erhöhte Aktivität in den Abendstunden und in den frühen Morgenstunden bekannt ist. Die *Culex*- und *Taeniorhynchus*-Arten, sowie *Aëdes circumluteolus* fanden sich im ganzen Gebiet von Mofu, zur Hauptsache dort, wo Bananen-, Bambus-, Mango- oder Cassia-Vegetation etwas Schatten spendete.

NATÜRLICHE BRUTPLÄTZE.

Nachdem eine Übersicht gewonnen war über die Mengen und das Verhältnis der vorhandenen Stechmücken, galt die Aufmerksamkeit den Brutplätzen. Schon bald nach der Regenzeit verschwinden sehr viele davon durch Austrocknung. Trotzdem gibt es für die nicht spezialisierten Mücken noch viele Möglichkeiten. Ein Beispiel dafür ist *Culex fatigans*, die in fast jede Wasseransammlung, wie immer sie auch beschaffen sei, ihre Eier ablegt. Innerhalb der Gebäulichkeiten in Waschschüsseln, Blumenvasen, alte Benzin- kannen, die in Tanganjika als Behälter für alles mögliche unentbehrlich sind; in der Kirche in die Weihwasserbecken; im Freien in Ziehbrunnen, in Grundwassertümpel und stehen gelassene Gefässe aller Art.

Culex cinereus-Larven wurden massenhaft in einem Eingeborenen-W.C. der Mission gefunden.

Was die *Taeniorhynchus*-Arten anbelangt, so konnten innerhalb des Dorfes keine Brutplätze entdeckt werden, wohl aber am ca. 200 m entfernten Fluss, wo an vielen Stellen stehendes Wasser vorhanden ist. Diese Stechmücken legen offenbar beträchtliche

ABB. 16.

B = Neubau, Br = Brunnen, E = Eingeborenen-Dorf, H = Hauptfangplatz, J = Mädchenhaus, K = Knabenhaus, Ki = Kirche, M = Missionshaus, S = Schuppen, Sp = Spital, St = Stall.

(Es sind nur die im Text beschriebenen Brutplätze angegeben)

Strecken zurück, machten wir doch einmal unliebsame Bekanntschaft mit ihnen, als wir anlässlich einer Exkursion in einem völlig ausgebrannten Savannengebiet übernachteten. Wir befanden uns mehrere Meilen von jeder menschlichen Siedlung und vom Fluss entfernt, weit und breit war alles völlig trocken und doch liessen uns *Taeniorhynchus africanus* und *T. fuscopennatus* die ganze Nacht keine Ruhe.

Anopheles funestus findet Brutmöglichkeiten rings um Mofu herum, wo sich, zum Teil fast unzugänglich, auch in der trockensten Zeit genügend Sumpfgebiet befindet. In Ifakara bilden Grundwassertümpel, die durch Ausheben von Lehm zum Hüttenbau entstanden sind, die wichtigsten *Anopheles*-Brutplätze. Erwähnt sei auch noch der Ententeich der dortigen Mission, in dem sich *Anopheles gambiae* entwickelte.

Was *Aedes aegypti* und *Aedes simpsoni* anbelangt, so fanden sich innerhalb des eigentlichen Dorfes Mofu keine Brutplätze und ich beobachtete, was auch von den Missionaren bestätigt wurde, dass die Eingeborenen im allgemeinen die Gewohnheit haben, ihre Tongefässe nach dem Auswaschen umgekehrt zum Trocknen aufzustellen, sodass keine Brutplätze entstehen. Dies tun sie allerdings nicht aus dieser Überlegung heraus, sondern weil sie zu wenig Behälter haben, um diese längere Zeit unbenutzt stehen lassen zu können, wie das in zivilisierteren Gegenden der Fall ist, wo Konservenbüchsen, Aluminiumgeschirr und Gläser vorhanden sind. Insgesamt fanden sich im Eingeborenendorf nur 8 Brutplätze mit Larven von *Culex fatigans* innerhalb der Hütten in Tongefässen, wobei aber mit Sicherheit anzunehmen ist, dass solche Gelegenheiten während der *Aedes aegypti*-Saison auch von diesen zur Eiablage benutzt werden, wie man dies in grösseren Siedlungen immer wieder festgestellt hat [14].

Die einzigen *Aedes aegypti*-Larven entdeckte ich in der Kirche Mofu und zwar in zwei Weihwasserbecken, sowie in den 6 Flaschen die mit abgeschlagenen Halsen als Blumenvasen auf dem Altar dienen. Dies konnten aber, trotz der geringen Gesamtzahl von *Aedes aegypti*, unmöglich die einzigen Ablagestellen sein. Um deshalb wenigstens ein gewisses Mass für die Eiablageintensität zu erhalten, bediente ich mich der „Bamboo-Pots“-Methode, wie sie von DUNN (1927) in Nigeria und von HARRIS (1941) in Tanganjika angewendet wurde [14, 18].

Als weitere künstliche Ablagestellen für *Aëdes*-Eier bewährten sich die Silico-Gele nach Deschiens (8b) in der Praxis nicht, infolge zu rascher Austrocknung.

BAMBUS-GEFÄSSE.

Zur Herstellung derselben werden Bambusrohre mit einem innern Durchmesser von 5—7 cm direkt unter einem Knoten abgeschnitten und dann wieder ca. 20 cm darüber. Aus Schnur oder Draht wird eine Aufhängevorrichtung angebracht und jeder Bambus-Behälter mit einer Kontrollnummer versehen. Die Gefässe werden nun bis 5 cm unter den Rand mit Flusswasser gefüllt, das noch mit etwas Erde verunreinigt wird.

25 dieser künstlichen Brutplätze wurden hergestellt und verteilt. 5 davon brachte ich im Missionshaus unter, im W.C., wo 2 *Aëdes aegypti* gefangen wurden, und in 2 Vorrats- und Werkzeugkammern. Die weiteren 20 Bambus-Gefässe wurden am Hauptfangplatz und von dort aus dem Übergang vom Cassia florida- zum Bananenwald entlang aufgehängt, wie das aus dem Plan (Abb. 16) ersichtlich ist.

Nach 5 Tagen erfolgte die erste Eiablage im Bamboo-Pot Nr. 3 und innert weiteren 5 Tagen in den Gefässen Nr. 7, 10, 16 und 24, die folgendermassen plaziert waren:

TABELLE 29. — *Künstliche Brutplätze.*

Kontroll Nr.	Aufhängeort	Höhe über d. Boden	Befund
3	Citrus	1 m 10	Eiablage
7	Citrus	1 m 60	Eiablage
10	Citrus	70 cm	Eiablage
16	Mangifera	1 m 80	Eiablage
24	Bambusa	70 cm	Eiablage

Die Larven schlüpfen nach dem Auffüllen der Gefässe.

Zu derselben Zeit erfolgten wieder weitere Eiablagen in den Weihwasserbecken und den Blumenvasen der Kirche, sodass angenommen werden kann, dass es sich dabei um eine andere

Population handelt als diejenige am Hauptfangplatz, welcher ja in nächster Nähe genug künstliche Brutplätze zur Verfügung standen. Für Markierungsversuche stand leider nicht genug Zeit zur Verfügung. Es erhob sich somit die Frage wo die *Aedes*-Weibchen im Normalfall ausser der Kirche noch ihre Eier ablegen. Als Möglichkeiten kamen noch Baumhöhlen und die Basis von Bananenstauden in Frage, wobei die Ersten Baumsaft enthalten und die Zweiten sehr oft dadurch recht feucht sind, als erhebliche Flüssigkeitsmengen immer wieder am Stamm herunterfliessen, wenn ein Blatt gebrochen wird.

An 10 verschiedenen Stellen im Bananenwald wurde deshalb die feuchte Basis von Bananenstauden erfolglos mit dem Binocular nach *Aedes*-Eiern abgesucht. 3 Baumhöhlen im *Cassia florida*-Wald, die noch genügend Flüssigkeit enthielten, damit sich hätten Larven entwickeln können, enthielten keine solchen, sondern nur Larven von *Pericoma spec.* sowie eine weitere reichhaltige Fauna, die aber nicht näher untersucht wurde. Eine Messung des pH-Wertes ergab in allen 3 Fällen starke Alkalität zwischen pH 9 und 10. Baummulden, die kein stehendes Wasser, sondern nur noch feuchte bis nasse Erde enthielten, wiesen ebenfalls durchwegs ein pH von 9—10 auf. Da es sich als unmöglich erwies, *Aedes*-Eier in einer Baummulde oder Höhle festzustellen, ging ich dazu über, 16

TABELLE 30.

Kontroll Nr.	Art des Brutplatzes vor dem Aufüllen mit Wasser	Befund am folgenden Tag nach dem Aufüllen
3	Baummulde in 2 m Höhe etwa 30 cm tief. Zu ² / ₃ aufgefüllt mit Blättern und Erde. 3 cm überstehende, tiefbraune Flüss. pH ca. 10.	Frischgeschlüpfte <i>Aedes ae-</i> <i>gypti</i> und <i>Aë. simpsoni</i> - Larven enthaltend. Wasser hellbraun, pH zwischen 7 und 8.
4	Baummulde in 1,8 m Höhe, 12 cm tief, zur Hälfte mit Blättern und Erde aufge- füllt, wenig überstehende, tiefbraune Flüss. pH ca. 10.	Frisch geschlüpfte <i>Aedes ae-</i> <i>gypti</i> und <i>Aë. simpsoni</i> - Larven enthaltend. Wasser hellbraun, pH 7—8.
11	Baumhöhle in 30 cm Höhe, 5 cm tief, Blätter und Erde sowie 4 cm überstehende Flüss. enthaltend. pH ca. 9.	Frischgeschlüpfte <i>Aedes ae-</i> <i>gypti</i> -Larven enthaltend, Wasser dunkelbraun, pH 7—8.

mögliche Brutplätze im Cassia-Wald mit Wasser aufzufüllen. Schon am folgenden Tag ergab eine Kontrolle das Vorhandensein von frischgeschlüpften *Aèdes*-Larven in dreien der möglichen Brutplätzen, deren Beschaffenheit aus der vorhergehenden Tabelle 30 ersichtlich ist.

Die gleiche Methode wurde kurze Zeit darauf auch in Ifakara angewendet, wo bis auf ein einziges Exemplar von Anfang an (Mitte Juli) keine *Aèdes aegypti* gefunden werden konnten.

Und zwar wurden 18 mögliche Brutplätze bestimmt aus

376 *Cassia florida*

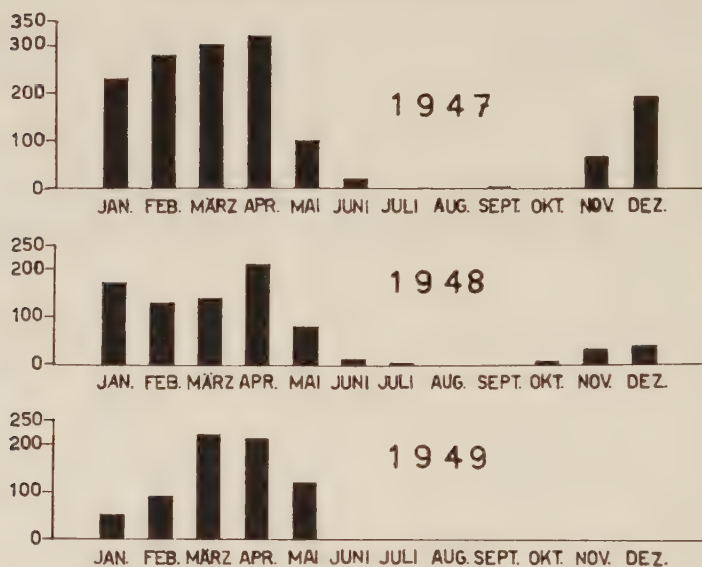
37 *Mangifera indica*

und 29 anderen Bäumen.

TABELLE 31.

Kon- troll Nr.	Art des Brutplatzes vor dem Aufüllen mit Wasser	Menge Wasser	Befund 1 Tag später
4	<i>Cassia florida</i> Mulde in 60 cm. Höhe. 3 cm tief nasse Blätter und Erde enthaltend. Pericoma Larven. 10 m von Mädchenschule entfernt.	1 dl.	2 cm überstehend. Wasser mit einigen frischgeschl. <i>Aèdes aegypti</i> -Larven.
6	<i>Cassia florida</i> Mulde in 60 cm Höhe. 2 cm tief überstehend. Wasser, keine Larven. 100 m von nächster Behausung entfernt.	1 dl.	3 cm überstehend. Wasser mit einigen frischgeschl. <i>Aèdes aegypti</i> -Larven.
9	<i>Mangifera indica</i> . Mulde in 1,2 m Höhe. 7 cm tief feuchte Erde und Blätter enthaltend keine Larven, ca. 100 m von nächster Siedlung entfernt.	15 dl.	8 cm überstehend. Wasser mit sehr vielen frischgeschlüpften <i>Aèdes aegypti</i> sowie <i>Aë. simpsoni</i> -Larven.
10	<i>Cassia florida</i> Höhle in 1 m Höhe. 5 cm tief nasse Erde und Blätter enthaltend. 50 m. von nächster Behausung entfernt.	5 dl.	5 cm überstehend. Wasser mit sehr vielen frischgeschlüpften <i>Aèdes aegypti</i> und einigen <i>Aë. simpsoni</i> -Larven.
16	<i>Cassia florida</i> Mulde in 40 cm Höhe. 3 cm tief nasse Erde und Blätter enthaltend. Pericoma-Larven. 30 m von nächster Behausung entfernt.	2 dl.	3 cm überstehend. Wasser mit vielen frischgeschl. <i>Aèdes aegypti</i> -Larven.

NIEDERSCHLÄGE IN MOFU



NIEDERSCHLÄGE IN JFAKARA

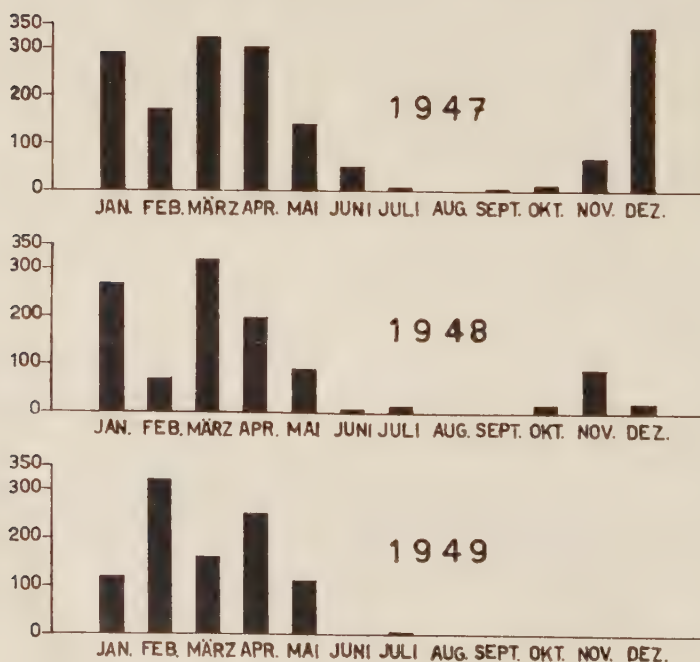


Abb. 17.

Nach dem Auffüllen mit Brunnenwasser konnten in 5 Fällen anderntags frischgeschlüpfte *Aèdes*-Larven festgestellt werden.

Über den Zeitpunkt der Eiablage kann in keinem Fall etwas Genaues gesagt werden. In Mofu kann das wenige Tage vor dem Auffüllen der Baummulden geschehen sein, was allerdings für Brutplatz Nr. 11 unwahrscheinlich ist, befindet er sich doch auf der anderen Seite des Cassia-Waldes, wo nie *Aèdes* angetroffen wurden. In Ifakara aber ist der Fall insofern interessant, als mit der schon erwähnten Ausnahme von einem einzigen *Aèdes* Weibchen, seit Mitte Juli keine *Aèdes aegypti* und auch keine *Aèdes simpsoni* mehr auftraten. Das bedeutet, dass die *Aèdes*-Eier mindestens $2\frac{1}{2}$ Monate zuvor abgelegt wurden und die schlüpfbereiten Larven in den Eiern verharreten bis sie nun durch eine künstliche Regenzeit Gelegenheit erhielten zu schlüpfen. Die Versuche in Mofu wurden Ende September unternommen und selbst wenn man annimmt, die Eier seien noch nicht lange abgelegt gewesen, so stand ihnen doch noch eine Trockenzeit von mindestens einem Monat bevor, da erst im November, wahrscheinlich sogar erst im Dezember so starke Regengüsse zu erwarten sind, dass sie genügen, die Baummulden wenigstens teilweise aufzufüllen. Siehe Regenkarten (Abb. 17). Im Extremfall bedeutet es also, dass die *Aèdes*-Eier eine Trockenperiode von 4—5 Monaten überdauern müssen. Dies bietet nun, wie Laborversuche im Tropeninstitut gezeigt haben, keinerlei Schwierigkeiten, sofern die Eier sich in einem genügend feuchten Milieu befinden, sodass sie vor gänzlicher Austrocknung bewahrt bleiben.

TABELLE 32.

Ablage der Eier am	Trockenlegung am	Larven zum Schlüpfen gebracht am	
31.3.49	1.4.49	2.11.49	Dauer der Trockenlegung im Zuchtraum bei 26 Cels. und 80–90% rel. Luftfeuchtigkeit konstant.
1.4.49	2.4.49		
2.4.49	4.4.49		7 Monate

Nach Untersuchungen von GEIGY schlüpfen auch nach einer Trockenlegung von 8—9 Monaten noch vereinzelte Larven aus, doch erweisen sich während 16, 17 und 18 Monaten trocken

gelegte Eier wohl als entwickelt, die Larven sind aber abgestorben.

Rindenproben von den Brutplätzen Nr. 3 und 4 in Mofu und 6, 10 und 16 in Ifakara zeigten, dass die Eier innerhalb eines 2—3 cm breiten Gürtels über dem Flüssigkeitsniveau oder dem nassen Baumhöhleninhalt abgelegt werden. (Abb. 18).

Damit befinden sich die *Aedes*-Eier innerhalb des Gebietes in dem die Feuchtigkeit noch ins Holz hinaufzieht. Dasselbe konnte

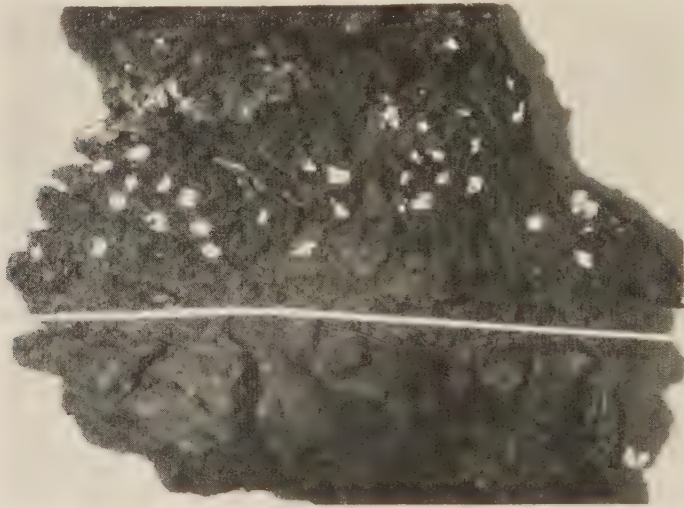


Abb. 18.

Rindenstück aus Cassia-Baumhöhle. Die weisse Linie gibt die Grenze an, bis zu welcher die Mulde mit nassen Blättern und Erde angefüllt war. Mit weissen Farbflecken sind die Ansammlungen von *Aedes*-Eiern markiert. Vergröss. 2 .

bei den künstlichen Brutplätzen, den Bambus-Gefässen festgestellt werden, wo besonders auch die feuchte Zone oberhalb des Wasserspiegels deutlich erkennbar ist. Nur wenige cm weiter oberhalb des Flüssigkeits- oder Feuchtigkeitsniveaus müssten die *Aedes*-Eier unweigerlich restlos austrocknen, sinkt doch die allgemeine, relative Luftfeuchtigkeit in Ifakara, sowohl als auch in Mofu täglich nahezu bis auf 50%, wie aus der folgenden Aufzeichnung des Thermohygrographen im Cassia-Wald von Mofu hervorgeht (Abb. 19).

AUSLÖSUNG DER SCHLÜPFREAKTION.

Wie im experimentellen Teil gezeigt wurde, genügen schon 100 mg eines grünen oder durren Baumblattes vollauf, um in 100 cem Wasser aus trocken gelegten *Aèdes aegypti*-Eiern die

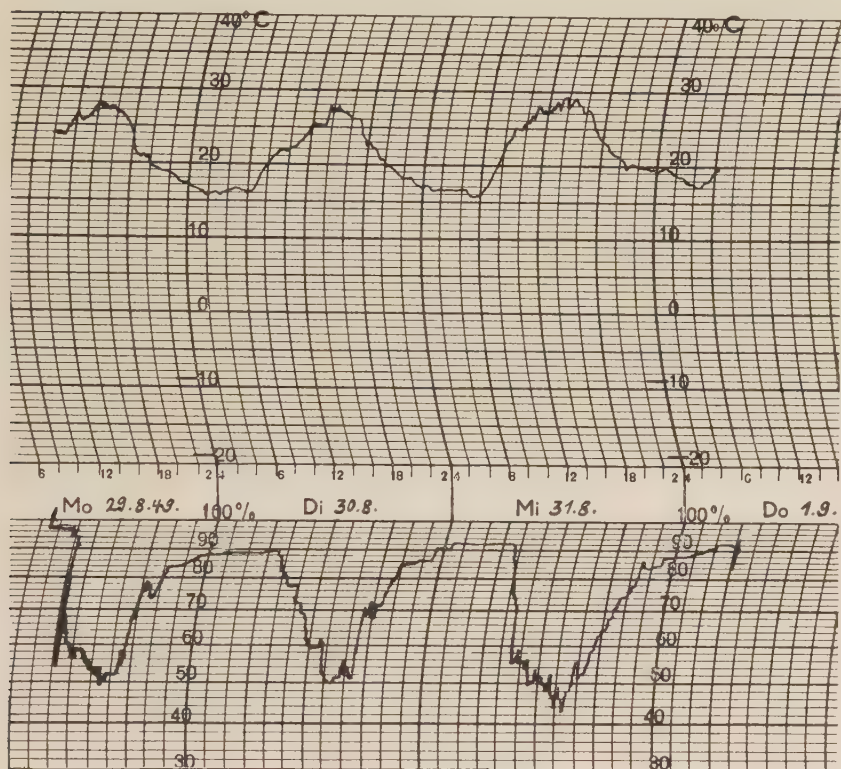


Abb. 19.

Standort: Cassia-Wald, 60 cm über dem Boden.

Registrierung: Temp. und rel. Feuchtigkeit vom 29.8.—1.9.1949.

Larven zum Schlüpfen zu bringen. In den Baummulden fehlt es also nie an natürlichen Auslösern. Was die Brutplätze in den Blumenvasen in der Kirche Mofu anbelangt, so gilt dafür dasselbe und in den Weihwasserbecken befand sich ein ca. 3 mm dicker aus Erde und pflanzlichen Resten bestehender Bodensatz, sodass

auch hier die Schlüpfbedingungen ohne weiteres erfüllt waren. In Tanganjika gibt es ja sowieso kein reines Wasser, da es, wenn künstlich gereinigt, durch Staub innert kürzester Zeit wieder beträchtliche Beimengungen enthält. Allzu klares Wasser wird auch von *Aedes* in der Natur als Brutplatz verschmäht, wie Bambusgefäß-Versuche gezeigt haben (HARRIS), weshalb diese künstlichen Brutplätze mit Flusswasser gefüllt und eine Woche vor Gebrauch stehen gelassen, oder, wie in unserem Falle, bewusst verunreinigt werden.

REAKTION AUF KÜNSTLICHE AUSLÖSER.

Die in Mofu gefangenen *Aedes aegypti* konnten schon dort in kleinen Gazekäfigen ($12 \times 8 \times 8$ cm) zur mehrfachen Eiablage auf nassen Fließblättern gebracht werden. Diese Eier wurden 1 bis 2 Tage nach Ablage trocken gelegt und mit noch mehr Eiern, die unterdessen im Zuchtraum des Tropeninstitutes produziert wurden, zu den aus dem experimentellen Teil bekannten Schlüpfversuchen verwendet, wovon 2 Beispiele folgen:

TABELLE 33. — *Aedes aegypti* Mofu.

Nr. 273. Vitamin C als Schlüpffaktor.

Datum		
22.28.9	Ablage der Eier und Trockenlegung 1 Tag später.	
28.10	Je 50 kontrollierte, pralle Eier in 100 ccm Leitungswasser von 25 Grad gebracht und 2 Std. stehen gelassen.	
	Danach:	
	a)	b)
	Zugabe von 10 mg Vitamin C.	—
	nach 7' erste Larven	—
	nach 60' viele Larven	—
	nach 120' 3 Larven	—
29.10	—	nach 8' + 10 mg Vit. C. nach 60' erste Larven 49 Larven
30.10	—	—
	Total: 48 Larven	49 Larven

TABELLE 34. — *Aëdes aegypti* Mofu.
Nr. 274. Schweflige Säure als Schlüpfaktor.

Datum		
22.28.9	Ablage der Eier und Trockenlegung 1 Tag später.	
28.10.49	Je 50 kontrollierte, pralle Eier in 100 ccm Leitungswasser von 25 Grad gebracht und 2 Std. stehen gelassen, ohne dass Larven schlüpften, mit einer einzigen Ausnahme.	
	a)	b)
	Danach:	
	Zugabe von	1 Larve
	1 Tropfen	geschlüpft.
	schwefliger Säure	
	nach 7'	—
	nach 60'	—
	49 Larven	
29.10	—	—
		+ 1 Tropfen
		schwefliger Säure
	nach 9'	erste Larven
	nach 60'	45 Larven
	nach 90'	2 Larven
30.10	—	—
	Total: 49 Larven	48 Larven

Damit ist erwiesen, dass die Larven von wildgefangenen *Aëdes aegypti* genau gleich reagieren, wie diejenigen, die aus jahrelangen Zuchten stammen.

Des weiteren zeigten dieselben Versuche mit *Aëdes simpsoni*, dass auch diese Art die im experimentellen Teil erwähnten Eigenheiten der Gelbfiebermücke aufweist.

SISALPLANTAGEN UND GELBFIEBERMÜCKEN.

Da sich mir im August 1949 Gelegenheit bot, einige Zeit in Kilosa, ca. 170 km nördlich von Ifakara, zu verweilen, einer Bahnstation die rund 260 km (Luftlinie) von Daressalam entfernt und von ausgedehnten Sisalplantagen umgeben ist, benützte ich die Gelegenheit, einer in Pflanzerkreisen vertretenen Ansicht nachzu-

gehen, wonach Sisalplantagen das Vorkommen von *Aëdes aegypti* fördern würden.

Parallelen dazu sind bei den *Anophelen* bekannt, die den kultivierten Gebieten folgen, weil sie, aus verschiedenen Gründen je nach Art, in Zuckerrohr-, Kautschuk- oder Kakaoplantagen



Abb. 20.

Blick auf ein Feld der Ilonga-Sisal-Plantage.

vermehrte und günstigere Brutmöglichkeiten finden als in der vorher unbebauten Landschaft.

Zu diesem Zweck inspizierte ich 3 grosse Sisal-Plantagen mehrere Male, um in dieser Hinsicht die Möglichkeiten zu erwägen und zwar die Ross-Company, die Ilonga-Estate und die Scutari-Estate, in einer Entfernung von etwa 3, 8 und 20 km von Kilosa.

Vorkommen von Stechmücken: Ohne alle Einzelheiten zu erwähnen, zeigte es sich, dass auf allen 3 Stationen massenhaft Stechmücken vorhanden waren, die sich indessen fast ausnahmslos als *Culex fatigans* beiderlei Geschlechts erwiesen. Hauptsächlich in den Fabrikgebäulichkeiten, infolge der ständigen Anwesenheit vieler Leute, fanden sich die Mücken zu tausenden in

jeder dunklen Ecke, sogar in den lärmerfüllten Maschinenhallen, in Röhren, stillstehenden Maschinen und Werkzeugkästen. Die Arbeitersiedlungen boten ein ähnliches Bild und im Vergleich mit den Befunden in Kilosa selbst, ergab sich folgende Situation:

Nach einer rund 2 Monate dauernden Trockenheit sind im ganzen Gebiet von Kilosa keine Gelbfiebermücken mehr zu finden, also gleich wie in Ifakara, das über 100 km weit von der nächsten

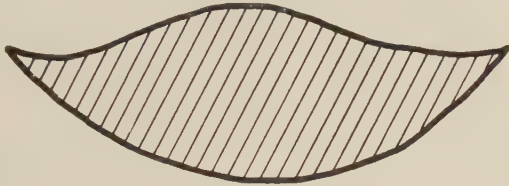


Abb. 21.

Querschnitt durch die Basis eines Sisal-Blattes.

Plantage entfernt ist. Vorhanden sind in grösserer Zahl vor allem *Culex fatigans*, zahlenmässig stark zurückbleibend treten *Anopheles gambiae* und *A. funestus* auf, sodass keineswegs der Eindruck bestehen kann, die Plantagen würden dem Vorkommen von *Aëdes aegypti* Vorschub leisten. Aus den Protokollen der den lokalen Behörden unterstehenden Malariaequipe, bestehend aus einem geschulten Eingeborenen und mehreren Arbeitern, die mir alle tatkräftig zur Verfügung standen, war ersichtlich, dass während der Regenzeit die Gelbfiebermücke in gewohnter Weise auftritt.

Brutplätze: Die Sisalblätter werden maschinell zerquetscht und zers Fasert und die Rückstände mit heraufgepumptem Grundwasser ausgewaschen. Der abfliessende, stark sauer reagierende Quetschsaft wird abseits geleitet und auf das umliegende Land verteilt, so dass das Wasser versickert und verdunstet und die Pflanzenrückstände austrocknen, sodass sie nach einiger Zeit angezündet werden können, wodurch wieder neue Flächen frei werden. Dieses Kanalsystem kann nun ziemlich ausgedehnt sein und bietet zum Teil ideale Brutplätze für *Culex fatigans*, hingegen nicht für *Aëdes aegypti*, da diese kleinere, beschattete und nicht erdige Wasseransammlungen vorziehen [14].

Was die Arbeitersiedlungen anbelangt, so bieten sie eher weniger Brutmöglichkeiten für Stechmücken als ein gewöhnliches

Eingeborenendorf, da von den Gesellschaften selber in dieser Beziehung Vorkehrungen getroffen werden durch Einsatz von eigenen Mückenequippen.

Auf diese Weise blieben noch die eigentlichen Sisalfelder als mögliche Brutplätze für *Aedes aegypti* zu untersuchen. Auf den ersten Blick scheint es denn auch, dass die Sisalagave (*Agave rigida* var. *sisalana*) in ihren Blattwinkeln Brutmöglichkeiten bieten könnte. Im Gegensatz zu verschiedenen Bromeliaceen die als *Anopheles*-Brutplätze bekannt sind, sammeln die Agaven das Regenwasser aber nicht, und was davon in den Blattwinkeln zurückgehalten wird, ist infolge der erhöhten Mitte der Blattbasis so gering, dass es schon nach kurzer Zeit verdunstet ist (Abb. 21).

Zudem sind die Sisalfelder völlig unbeschattet und ausserordentlich heiss und trocken, sodass auch für *Aedes*-Eier die am Ende der Regenzeit in die Sisalstauden abgelegt würden, keine Chance bestünde, die Trockenzeit zu überstehen, wie das die im ersten Teil genannten Bedingungen hierfür erkennen lassen. Dies gilt auch für die alten, mehr oder weniger wagrecht herausstehenden Sisalblätter, in deren muldenartiger Blattspreite im Laborversuch *Aedes*-Larven bis zum Puppenstadium aufgezogen werden können.

Schlussfolgerungen: Zusammenfassend kann gesagt werden, dass die Ansicht unzutreffend ist, wonach die Sisalplantagen das Vorkommen von *Aedes aegypti* fördern. Bestätigt wurde dieser Befund durch eine briefliche Mitteilung von W. Victor HARRIS, von der Kawanda Research Station, Kampala in Uganda, wonach es ihm nicht einmal während der Regenzeit gelang, in Morogoro (ca. 50 km östlich von Kilosa) aus Sisalstauden unter natürlichen Verhältnissen *Aedes*-Puppen zu erhalten.

Andererseits zeigte es sich, dass tatsächlich die Wassergräben der Sisalfabriken der Massenentwicklung von *Culex fatigans* Wied. Vorschub leisten.

RÉSUMÉ DES DEUXIÈME PARTIE.

1. *Aedes aegypti* tritt nach den Untersuchungen von HARRIS während der Regenzeit in Tanganjika in beträchtlicher Stärke auf. Trockenperioden reduzieren innert kurzer Zeit den Bestand sehr

stark. Eigene Untersuchungen zeigten, dass in Ifakara etwa 2 Monate nach der diesjährigen (1949) Regenzeit, keine *Aëdes aegypti* mehr vorhanden waren, wogegen sie in Mofu, einem feuchteren Gebiet, noch Ende September in wenigen Exemplaren gefunden wurden und zwar nur noch in dem am dichtest bewachsenen Teil. Dies also nach einer rund 4 Monate dauernden Trockenzeit.

2. Die Trockenheitsresistenz der Eier befähigt diese, in Baumhöhlen, etwas oberhalb einer Flüssigkeits- oder auch nur Feuchtigkeitsreserve, der gänzlichen Austrocknung monatelang zu widerstehen, sodass, wenn ein tropischer Regen günstige Bedingungen für die Larven schafft, diese innert kurzer Zeit schlüpfen.

3. In der Natur sind die Schlüpfbedingungen immer durch organische Bestandteile gegeben, seien es Blätter, Erde, oder Holzteile.

4. Was die Junglarven von *Aëdes aegypti* anbelangt, so reagieren sie im Laborversuch genau gleich auf die künstlichen Schlüpfaktoren, wie die aus den langjährigen Zuchten stammenden.

5. Das Gesagte gilt im gleichen Masse auch für *Aëdes simpsoni*.

6. Die Ansicht wonach die Sisalplantagen das Vorkommen von *Aëdes aegypti* fördern, erwies sich als unzutreffend.

LITERATURVERZEICHNIS

- [1] 1917. ATKIN, E. and BACOT, A. *The relations between the hatching of the eggs and development of the larvae of Steg. fasc. and the presence of bacteria and yeasts.* Parasitology 9, p. 482, 1917.
- [2] 1917-18. BACOT, A. *A note on the period during which the eggs of Steg. fasc. from Sierra Leone stock retain their vitality in a humid atmosphere.* Parasitology 10, p. 280-283, 1917-1918.
- [3] 1945. BODENSTEIN, D. *The corpora allata of mosquitoes.* 44 Report of the Connecticut State Entomol. Bull. 488, June 1945.
- [4] 1946. BODENSTEIN, D. *A study of the relationship between organ and organic environment in the post embryonic development of the Yellow Fever Mosquito.* 45 Report of the Connecticut State Entomologist. Bull. 501, August 1946.

- [5] 1938. BUCK, A. DE. *Das Exochorion der Stegomyia Eier*. Proc. roy. Acad. Amsterdam, 41, p. 677-683, 1938.
- [6] 1927. BUXTON, P. A. and HOPKINS, G. H. E. *Researches in Polynesia*. Mem. Ser. London School of Hyg. Trop. Med., 1, 1927.
- [7] 1947. CAIRES, P. F. DE. *Aedes aegypti control in the absence of a piped potable water supply*. Am. J. Trop. Med., vol. 27, p. 733-743, 1947.
- [8] 1941. CORNELL, W. A. *Hatching Response of Aedes sollicitans*. Jour. of Econ. Ent., April 1941.
- [8b] 1949. DESCHIEUS, R. ET PICK, F. *Le choix des surfaces de ponte des Aedes aegypti (Steg. fasc.) dans des conditions expérimentales*. Acta Trop. Vol. 6. S. 1-12, 1949.
- [9] 1900. ESCHERICH, K. *Über die Bildung der Keimblätter bei den Musciden*. Abhandl. d. Kaiserl. Leop. Carol. deut. Akad. d. Naturf. 77, p. 299-357, 1900 b.
- [10] 1931. GEIGY, R. *Action de l'ultra-violet sur le pôle germinal dans l'œuf de Drosophila melanogaster (castration et mutabilité)*. Rev. Suisse Zool., 38, n° 10, 1931.
- [11] 1949. GEIGY, R. und GANDER, R. *Aeussere Einwirkungen beim Schlüpfen von Aedes aegypti aus dem Ei*. Acta Tropica, Vol. 6, Nr. 2, 1949.
- [12] 1941. GJULLIN, C. M. *The Necessity of a low oxygen concentration for the Hatching of Aedes Mosquitos Eggs*. Jour. of Cellular and Comparative Physiology, Vol. 17, Nr. 2, 1941.
- [13] 1939. GJULLIN, C. M., YATES, N. W. and STAGE, H. H. *The effect of certain chemicals on the hatching of mosquito eggs*. Science N. Y., p. 539-540, I, 1939.
- [14] 1942. HARRIS, W. V. *Notes on Culicine Mosquitoes in Tanganyika Territory*. Bull. Entomol. Res., Vol. 33, Part 3, Sept. 1942.
- [15] 1946. HATCHETT, S. P. *Chlorine as a possible ovicide for Aedes aegypti eggs*. Health Reports 61, Nr. 19, p. 683-685, 10 Mai 1946.
- [16] 1933. HECHT, O. *Die Blutnahrung, die Erzeugung der Eier und die Überwinterung der Stechmückenweibchen*. Arch. Schiffs- u. Tropenhyg. 37, Beih. 3, 1933.
- [17] 1926. HEYMONS, R. *Über Eischalensprenger und den Vorgang des Schlüpfens aus der Eischale bei den Insekten*. Biol. Zentralbl. 46, 1926.
- [18] 1947. HOCKING, K. S. *The use of bamboo pots to indicate Aedes prevalence*. Bull. Entomol. Res., Vol. 38, p. 327-333, 1947.
- [19] 1941. JOHANNSSEN, O. A. and BUTT, F. H. *Embryology of Insect and Myriapods*. New York and London, 1941.
- [20] 1939. KRAUSE, G. *Die Eitypen der Insekten*. Biolog. Zentralblatt 59, Heft 9/10, 1939.

- [21] 1933. LEWIS, D. J. *Observations on Aëdes aeg. L. under controlled atmospheric conditions.* Bull. entomol. Res. 24, p. 363-372, 1933.
- [22] 1915. MAC GREGOR, M. E. *Notes on the rearing of Steg. fasc. in London.* J. Trop. Med. Hyg. 18, p. 193, 1915.
- [23] 1938. MATHIS, M. *Influence de la nutrition larvaire sur la fécondité du Stégomyia fasc.* Bull. Soc. Path. exot. Paris, 31, p. 640-646, 1938.
- [24] 1936. PAGAST, F. *Über Bau und Funktion der Analpapillen bei Aëdes aeg. L.* Zool. Jb. Abt. allg. Zool. u. Physiol., 56, p. 183-218, 1936.
- [25] 1937. PAWAN, J. L. *Functions of the oesophageal diverticula of Steg. fasc. and Anopheles tarsimaculatus.* Ann. trop. Med. 31, p. 379-382, 1937.
- [26] 1934. RAYMOND, C. S. and PUTNAM, P. *The Biology of Steg. fasc. under laboratory conditions.* Proceedings of the Entomol. Soc. of Washington, Vol. 36, Nr. 7, Oct. 1934.
- [27] 1927. ROUBAUD, E. *L'éclosion de l'œuf et les stimulants d'éclosion chez le moustique de la fièvre jaune.* C. R. Acad. Sciences, 185, 1927.
- [28] 1927. — *Faits nouveaux concernant la vie et la destruction du moustique de la fièvre jaune.* C. R. Acad. Sciences coloniales, 16 nov. 1927.
- [29] 1929. — *Recherches biologiques sur le moustique de la fièvre jaune. Aëdes argenteus Poiret. Facteurs d'inertie et influences réactivantes du développement. Les œufs durables, etc.* Ann. de l'Inst. Pasteur, 43, p. 1093-1209, 1929.
- [30] 1927. ROUBAUD, E. et COLAS-BELCOUR, J. *Action des diastases dans le déterminisme d'éclosion de l'œuf chez le moustique de la fièvre jaune (Steg. fasc.).* Ann. de l'Inst. Pasteur, 43, p. 644-655, 1927.
- [31] 1929. — *Actions des diastases et des facteurs microbiens solubles sur l'éclosion des œufs durables du moustique de la fièvre jaune.* Ann. de l'Inst. Pasteur, 43, Paris, 1929.
- [32] 1939. — *Des conditions expérimentales de la fertilisation et de la ponte chez l'Aëdes geniculatus.* Bull. Soc. Path. exot. 32, Paris, p. 502-505, 1939.
- [33] 1942. ROUBAUD E. et GRENIER, P. *Quelques observations sur l'aliment des larves des culicides (facteurs B et substances protéiques).* Bull. Soc. Path. exot. 35, n° 6-8, p. 215-219, Paris, 1942.
- [34] 1936. ROY, D. N. *On the role of blood in ovulation in Aëdes aegypti L.* Bull. entomol. Res. 27, p. 423-429, 1936.
- [35] 1934. ROZEBOOM, L. E. *The effect of bacteria on the hatching of mosquito eggs.* Amer. J. Hyg., Vol. 20, p. 456-501, 1934.

- [36] 1935. ROZEBOOM, L. E. *The relation of bacteria and bacterial filtrates to the development of mosquito larvae*. Amer. J. Hyg. 21, p. 167-179, 1935.
- [37] 1939. SHANNON, Raymond, C. *Methods for collecting and feeding mosquitoes in jungle yellow fever studies*. Amer. J. trop. Med. 19, p. 131-140, 1939.
- [38] 1931. SIKES, Enid K. and WIGGLESWORTH, V. B. *The hatching of insects from the egg, and the appearance of air in the tracheal system*. Quart. J. microsc. Sci. NS 74, p. 165-192, 1931.
- [39] 1901. THEOBALD, F. V. *A monograph of the Culicidae of the World*. London, 1901.
- [40] 1943. THOMAS, H. D. *Preliminary Studies on the Physiology of Aedes aeg. I. The Hatching of the Eggs under sterile Conditions*. J. Parasit. 29, Nr. 5, p. 324-328, Lancaster, Pa., 1943.
- [41] 1935. TRAGER, W. *The culture of mosquito larvae free from living microorganism*. Amer. J. Hyg. 22, p. 18-25, 1935.
- [42] 1935. — *On the nutritional requirements of mosquito-larvae (Aedes aeg.)*. Amer. J. Hyg. 22, p. 475-493, 1935.
- [43] 1937. — *A growth factor required by mosquito larvae*. J. of exper. Biol. 14, p. 240-251, 1937.
- [44] 1938. TRAGER, W. and SUBBAROW, Y. *The chemical nature of growth factors required by mosquito larvae: I. Riboflavin and thiamin*. Biol. Bull. 75, p. 75-84, 1938.
- [45] 1938. WANG LO-SHAN. *A comparative study of the oxygen requirement of mosquito larvae*. Chin. med. J., Suppl.-Bd. 2, p. 487-493, 1938.
- [46] 1864. WEISMANN, A. *Die Entwicklung der Dipteren*. Leipzig, 1864.
- [47] 1947. WIGGLESWORTH, V. B. *The principles of insect physiology*. London, 1947.

